

Fischparasiten als Bioindikatoren im Süßwasser

Zum Status von nordrhein-westfälischen Gewässern am Beispiel
der Lippe und Werse

Dissertation

zur

Erlangung des akademischen Grades

doctor rerum naturalium (Dr. rer. nat.)

der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

der Universität Rostock

vorgelegt von

Anika Rohde, geb. am 17.09.1983 in Wuppertal

aus Münster

Gutachter:

1. Gutachter: Prof. Dr. H. W. Palm, Lehrstuhl für Aquakultur und Sea-Ranching, Agrar- und Umweltwissenschaftliche Fakultät, Universität Rostock
2. Gutachter: Prof. Dr. G. Graf, Lehrstuhl für Meeresbiologie, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät, Universität Rostock

Datum der Einreichung: 20. Dezember 2011

Datum der Verteidigung: 21. Mai 2012

Danksagung

Zu allererst möchte ich meinem Doktorvater Prof. Dr. H.W. Palm danken, dass er mir die Chance gegeben hat ein so interessantes Thema zu bearbeiten, außerdem für seine Betreuung, die Diskussionen und die Denkanstöße, die mich in meiner wissenschaftlichen Arbeit stets vorangebracht haben.

Ganz besonderer Dank gilt außerdem den Mitarbeitern des Landesfischereiverbandes Westfalen und Lippe e. V., besonders Dr. Ernst Heddergott, Michael Möhlenkamp, Olaf Niepagenkemper, Marc Schmidt und Manuel Langkau, die mich in allen Bereichen unterstützt haben, mir den Arbeitsplatz und -materialien zur Verfügung gestellt haben und mir den Raum und die Möglichkeiten gaben, mich persönlich sowie beruflich weiterzuentwickeln. Bei Birgit Hauenschild, Antje Heddergott, Frau Sago und Frau Sawala möchte ich mich für die herzliche Aufnahme ins Team des LFV bedanken.

Den Mitarbeitern des Lehrstuhls für Aquakultur und Sea-Ranching an der Universität Rostock danke ich für die Aufnahme in die Arbeitsgruppe und die vielseitige Hilfe, besonders beim Korrekturlesen meiner Arbeit. Vor allem möchte ich Ekaterina Pikalov danken, die mich stets unterstützt hat und mir eine Freundin geworden ist.

Des Weiteren möchte ich mich bei Lisa Verweyen und dem Institut für Medizinische Biodiversität und Parasitologie des Biodiversität und Klima Forschungszentrums (BiK-F) in Frankfurt a. M. bedanken, die die molekularbiologischen Analysen durchgeführt haben.

Besonderer Dank gilt auch Dr. Sonja Kleinertz (und Carolin Herbon) vom Leibniz-Zentrum für Marine Tropenökologie in Bremen, die mir nicht nur fachlich zur Seite stand sondern mich unter anderem auch in die statistischen Testmethoden eingearbeitet hat.

Siegfried Kuss, Paul de Ruiten und „Bernie“ Walter danke ich für die Hilfe bei der Probennahme und die Vertiefung meiner Elektrofischerei-Kenntnisse.

Ganz besonders möchte ich auch Miriam Uellendahl danken: Du bist mir eine tolle Freundin und dank Dir fühle ich mich in Münster zuhause.

Meiner Mama und Tammy danke ich dafür, dass sie in mir auch noch eine Wissenschaftlerin gesehen haben, wenn ich an mir gezweifelt habe.

Von ganzem Herzen möchte ich Markus dafür danken, dass ich diese Chance ergreifen konnte ohne dass du es mir übel genommen hast und dafür, dass Du so bist wie Du bist.

„Ein Gelehrter in seinem Laboratorium ist nicht nur ein Techniker;
er steht auch vor den Naturgesetzen wie ein Kind vor der Märchenwelt.“

Marie Curie

Inhaltsverzeichnis	
Abbildungsverzeichnis	III
Tabellenverzeichnis	IV
Abkürzungsverzeichnis	VI
Zusammenfassung	IX
Abstract	XI
1 Einleitung	1
2 Charakterisierung der untersuchten Fischarten	7
2.1 <i>Rutilus rutilus</i> L.	7
2.2 <i>Perca fluviatilis</i> L.	9
3 Material und Methoden	11
3.1 Charakterisierung der Untersuchungsgebiete	11
3.1.1 Die Lippe	11
3.1.2 Die Welse	14
3.2 Probenahme	15
3.3 Vergleichsuntersuchungen vorangegangener Arbeiten	17
3.4 Untersuchungsmethoden	18
3.4.1 Fischereibiologische Untersuchungen	18
3.4.2 Parasitologische Untersuchungen der Fische	19
3.4.3 Parasitologische Auswertungsverfahren	19
3.4.3.1 Statistische Analysen	22
3.4.3.2 Visuelle Integration (Stargraph)	24
3.4.4 Nahrungsökologische Untersuchungen	24
3.4.5 Untersuchungen der Zwischenwirte	25
3.5 Dokumentation	27
4 Ergebnisse	28
4.1 Fischereibiologische Befunde	28
4.2 Parasitologische Befunde	33
4.2.1 Parasitenfauna <i>Rutilus rutilus</i>	35
4.2.1.1 Vergleich der Probenahmen	38
4.2.1.2 Vergleich der Größenklassen (Welse)	39
4.2.2 Parasitenfauna <i>Perca fluviatilis</i>	40
4.2.2.1 Vergleich der Probenahmen	41
4.3 Vergleich der Untersuchungsstandorte (ökologische Parameter)	42

4.4	Vergleichsuntersuchungen vorangegangener Arbeiten	47
4.5	Statistische Analysen	49
4.5.1	Regionalität	49
4.5.2	Annualität	50
4.5.3	Größenklassen	50
4.6	Visuelle Integration verschiedener Parameter	50
4.6.1	Regionalität	51
4.6.2	Annualität	55
4.6.3	Gewässerstruktur/-zustand	56
4.7	Nahrungsökologische Untersuchungen	58
4.8	Artenverteilung und Befall der Zwischenwirte	61
5	Diskussion	62
5.1	Neue Wirts- und Gebietsnachweise	62
5.2	Vergleich der Untersuchungsgebiete	64
5.2.1	<i>Rutilus rutilus</i>	62
5.2.2	<i>Perca fluviatilis</i>	69
5.2.3	Vergleichende Betrachtung	72
5.3	Vergleich der Annualität	73
5.3.1	<i>Rutilus rutilus</i>	73
5.3.2	<i>Perca fluviatilis</i>	74
5.4	Fischparasiten als Bioindikatoren in Lippe und Werse	74
5.4.1	Geeignete Indices	75
5.4.2	Unterscheidung der Regionalität	86
5.4.3	Unterscheidung der Annualität	87
5.5	Bioindikation im Süßwasser	88
5.6	Vorstellung der geeigneten Indices zur Bioindikation	90
5.7	Nahrungsökologische Untersuchungen	91
5.8	Artenverteilung und Befall der Zwischenwirte	93
5.9	Fazit	94
5.10	Ausblick	95
6	Literatur	
	Anhang	

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Habitus eines untersuchten <i>Rutilus rutilus</i>	8
Abb. 2: Habitus eines untersuchten <i>Perca fluviatilis</i>	9
Abb. 3: K_{TL} , K_{SL} und $K_{SG/TL}$ als Mittelwerte der einzelnen Probennahmen von <i>Rutilus rutilus</i> , mit dazugehörigem Standardfehler	30
Abb. 4: K_{TL} , K_{SL} , K_{FG-MG} und $K_{SG/TL}$ als Mittelwerte der einzelnen Probenahmen von <i>Perca fluviatilis</i> , mit dazugehörigem Standardfehler	31
Abb. 5: Hepatosomatischer Index, angegeben als Mittelwerte sämtlicher Probenahmen, mit zugehörigem Standardfehler, jeweils für <i>Rutilus rutilus</i> und <i>Perca fluviatilis</i>	33
Abb. 6: Verteilung der Artenanzahl bei <i>Rutilus rutilus</i> sämtlicher Probenahmen	34
Abb. 7: Verteilung der Artenanzahl bei <i>Perca fluviatilis</i> sämtlicher Probenahmen	35
Abb. 8: Parasitengemeinschaft von <i>Rutilus rutilus</i> , die in der vorliegenden Arbeit nachgewiesen wurde	36
Abb. 9: Verteilung der Artenanzahl bei <i>Rutilus rutilus</i> verschiedener Größenklassen aus der Welse	39
Abb. 10: Parasitengemeinschaft von <i>Perca fluviatilis</i> , die in der vorliegenden Arbeit nachgewiesen wurde	40
Abb. 11: Visuelle Integration der genutzten Parameter aus Version 3 von <i>Rutilus rutilus</i>	52
Abb. 12: Visuelle Integration der genutzten Parameter zur Indikation der thermischen Belastung für <i>Rutilus rutilus</i>	53
Abb. 13: Visuelle Integration der genutzten Parameter aus Version 3 von <i>Perca fluviatilis</i>	54
Abb. 14: Visuelle Integration der genutzten Parameter zur Indikation der thermischen Belastung für <i>Perca fluviatilis</i>	54
Abb. 15: Masterstargraph zur Differenzierung verschiedener Gewässertypen	58
Abb. 16: Verteilung einheimischer und neozoischer Amphipoda (Individuenzahl) an den untersuchten Probestellen	60
Abb. 17: Beispielhafte Enddarstellung der visuellen Integration, um die Ergebnisse einem breiten Publikum zu präsentieren	96

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Vergleich von Parametern der unterschiedlichen Probestellen in der Lippe	14
Tab. 2: Detaillierte Übersicht über die Probenahme von <i>Rutilus rutilus</i> in der vorliegenden Untersuchung	16
Tab. 3: Detaillierte Übersicht über die Probenahme von <i>Perca fluviatilis</i> in der vorliegenden Untersuchung	17
Tab. 4: Vergleichsprobennahmen aus NRW und Deutschland	17
Tab. 5: Zusammensetzung der verwendeten PCR-Ansätze	26
Tab. 6: Durchführung der PCR-Reaktion der ITS-Region	27
Tab. 7: Parameter der verwendeten PCR-Primer der ITS-Regionen	27
Tab. 8: Geschlechterverteilung, Größen (TL, SL) und Gewichte (FG, SG, LG) der Fische aus der Lippe, zugeordnet zu den Probenahmen und Jahren	28
Tab. 9: Geschlechterverteilung, Größen (SL, TL) und Gewichte (FG, SG, LG) von <i>Rutilus rutilus</i> aus der Welse (S10), in vier Größenklassen unterteilt	29
Tab. 10a: Ökologische Parameter, berechnet für <i>R. rutilus</i> aus den Proben des Sommers 2008 und Winters 2009	43
Tab. 10b: Ökologische Parameter, berechnet für <i>R. rutilus</i> aus der Probe des Sommers 2009	43
Tab. 11: Vergleich der Ähnlichkeitsindices (Jaccard- (SI_j)/ Simpson-Index (SI_s)) bei von <i>R. rutilus</i> sämtlicher Probenahmen	44
Tab. 12: Ökologische Parameter, berechnet für unterschiedliche Größenklassen (GK) bei <i>Rutilus rutilus</i> aus der Welse (Sommer 2010)	45
Tab. 13a: Ökologische Parameter, berechnet für <i>Perca fluviatilis</i> für die Probe des Sommers 2008	46
Tab. 13b: Ökologische Parameter, berechnet für <i>Perca fluviatilis</i> für die Probe des Sommers 2009	46
Tab. 14: Vergleich der Ähnlichkeitsindices (Jaccard- (SI_j)/ Simpson-Index (SI_s)) bei <i>Perca fluviatilis</i> sämtlicher Probenahmen	47
Tab. 15: Vergleichsdaten von <i>Rutilus rutilus</i> aus Seen Deutschlands, die in vorangegangenen Arbeiten (Grabowski 2007, Pikalov 2010) untersucht wurden	48
Tab. 16: Vergleichsdaten von <i>Rutilus rutilus</i> aus Talsperren in NRW, die in vorangegangenen Arbeiten (Pothmann 2009, Bley 2010) untersucht wurden	48

Tab. 17: Vergleichsdaten von <i>Rutilus rutilus</i> aus Fließgewässern in NRW, die in vorangegangenen Arbeiten (Grabowski 2007, Emde 2010) untersucht wurden	48
Tab. 18: Nachgewiesene Amphipodaarten und daraus isolierte Parasitenlarven	61
Tab. 19: Neue Gebietsnachweise der vorliegenden Untersuchung	62
Tab. 20: Nachgewiesene Parasitenarten aus vorangegangenen und der vorliegenden Untersuchung im Vergleich	63
Tab. 22: Verwendete Indikatoren zugeordnet zu den jeweiligen indizierenden Eigenschaften	91

Abkürzungsverzeichnis

A	Anale, Appendix, Wehr Benninghausen	ES	Einschlüsse
Abb.	Abbildung	EtOH	Ethanol
AS	Apikaler Saugnapf	F	Faltung, Flossen, Quabbe
AU	Augen	FG	Frischgewicht
B	Bauchflosse, Breite, Kesseler Mühle	franz.	französisch
BC	Bursa Copulatrix	GB	Gallenblase
BL	Blut	GGK	Gewässergüteklasse
BP	Basalplatte, Berger-Parker Index	GK	Größenklasse
BR	Basalring	GOE	Glandulärer Oesophagus
Br	Brustflosse	H	Haut, Welse – Münster Handorf
BS	Bauchsagnapf	H'	Shannon-Wiener Index
bzw.	beziehungsweise	ha	Hektar
C	Caecum, Ciliensaum, Wehr Uentrop	HCL	Salzsäure
ca.	circa	HE	Herz
cm	Zentimeter	HK	Hakenkranz
D	Darm (-schenkel), Dorsale, Wehr Buddenburg, Simpson Index	HO	Halteorgan
DB	Darmblase	HS	Haftscheibe
ddH ₂ O	doppelt destilliertes Wasser	I	Intensität
Do	Dorn	IZR	Intrazellularraum
DSG	Deichseitengraben	j	juvenil
DSK	Diergardt'scher Seitenkanal	K	Halteklammern, Kiemen
dt.	deutsch	kg	Kilogramm
DW	Darmwand	KH	Kiemenhöhle
E	Deichseitengraben, Ei, Evenness	KK	Kalkkörperchen
E/E(R)	Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis	km	Kilometer
EKP	Ektoparasit	KV	Kontraktile Vakuole
ENP	Endoparasit	KZ	Kopfzipfel
engl.	englisch	L	Länge, Leber, Leisten, Lemnische
EP	Ekretionsporus	LG	Lebergewicht
		LH	Leibeshöhle
		li.	links
		LS	Lippenstruktur

M	Magen, Mol	S	Schneide, Schwanzflosse, Scolex,
m	männlich, Meter		Sommer
MG	Magengewicht	s	Sekunde
MH	Mundhöhle	SA	Schwanzanhänge
mI	mittlere Intensität	SB	Schwimmlase
ml	Milliliter	SG	Sauggrube, Schlachtgewicht
MOE	Muskulärer Oesophagus	SL	Standardlänge
MQ	Mittelwasserabfluss	SMP	Subapikale Mundpapillen
MS	Mundsaugnapf	SS	Scolex-Saugnapf
MU	Muskulatur	T	Testis
N	Niere, Norden	Tab.	Tabelle
n	Anzahl	TH	Tribozytisches Halteorgan,
NaCl	Natriumchlorid		Tridentale Haken
NR	Nervenring	TL	Totallänge
NRW	Nordrhein-Westfalen	TR	Trident
O	Operculi, Osten, Ovar	U	Unit
OE	Oesophagus	UT	Uterus
OF	Oberfläche	V	Ventrale, Ventrikel, Vitellarium
P	Pectorale, Pharynx	VF	Vitellarfollikel
PC	Plerocercoid	W	Westen, Winter
PF	Polarfilamente	w	weiblich
PH	Phasmidie	WRP	Wimpernreihenpaare
PK	Polkapsel	Z	Zyste
PL	Pseudolabien	z. B.	zum Beispiel
PN	Probenahme	ZD	Zementdrüse
PO	Pigmentbecherocellen	ZS	Zirrusack
PR	Proboscis	°C	Grad Celsius
PS	Probestelle, Pseudosegmentierung	%	Prozent
R	Rostrum		
R ₁	erste Rückenflosse		
R ₂	zweite Rückenflosse		
RA	Reusenapparat		
RD	Rektaldrüse		
re.	rechts		

Zusammenfassung

Rohde, A. (2011) Fischparasiten als Bioindikatoren im Süßwasser - Zum Status von nordrhein-westfälischen Gewässern am Beispiel der Lippe und Werse. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Universität Rostock, 97 Seiten.

In der vorliegenden Arbeit wurden insgesamt 560 Fische der Arten *Rutilus rutilus* (394) und *Perca fluviatilis* (166) in den Jahren 2008, 2009 und 2010, aus der Lippe und angrenzenden Nebengewässern sowie der Werse, parasitologisch und nahrungsökologisch untersucht. Insgesamt konnten in *R. rutilus* 29 Parasitenarten der Taxa Ciliophora (3), Myxozoa (2), Digenea (7), Monogenea (4), Cestoda (3), Nematoda (6), Acanthocephala (2), Crustacea (1) und Bivalvia (1) nachgewiesen werden. Aus *P. fluviatilis* wurden 15 Arten isoliert. Die Parasitenfauna verteilte sich auf die Taxa Myxozoa (2), Digenea (5), Cestoda (4), Nematoda (1) und Acanthocephala (3). Bei 34 der insgesamt 36 aufgetretenen Parasitenarten konnten insgesamt 56 neue Gebietsnachweise erbracht werden.

Verglichen wurden unbelastete, renaturierte Probenahmestellen des Lippehauptstroms mit durch Kühlwasser mehrerer anliegender Kraftwerke thermisch hoch belastete Regionen sowie die unbelasteten Nebengewässer Deichseitengraben und Quabbe. Ein thermisch unbelastetes Referenzgewässer aus dem Gewässersystem Ems war die Werse. Die kleinen, strukturreichen Nebengewässer wiesen eine höhere Parasitendiversität auf und dienten als Parasitenreservoirs. Dabei konnte ein Rückzug der Parasiten in die Nebengewässer im Winter beobachtet werden. Die Werse beinhalten die höchste Anzahl an nachgewiesenen Parasitenarten.

Des Weiteren sollte überprüft werden, ob sich Fischparasiten als Bioindikatoren zur Bestimmung des Status von nordrhein-westfälischen Gewässern eignen. Eine Vielzahl von Parametern wurden herangezogen und auf ihre Anwendbarkeit getestet. Die aussagekräftigsten Parameter waren der Shannon-Wiener Index (Diversität der Endoparasiten I), der Simpson Index (Diversität der Endoparasiten II), das Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis (Verschmutzungsindex), die Evenness (Dominanzindex), der Konditionsfaktor (Fischgesundheit) und die Prävalenz sensibler Parasitenarten. Diese wurden in das Stargraphsystem von Palm & Rückert (2009) integriert. Die Parameter und die Skalierung der Stargraphen von indonesischen Küstengewässern nach Palm et al. (2011) wurden an die Gegebenheiten nordrhein-westfälischer Binnengewässer angepasst. Als aussagekräftigstes Untersuchungsobjekt stellte sich das Rotaugen *R. rutilus* heraus. Der Flussbarsch *P. fluviatilis* zeigte sich aufgrund seiner höheren Trophiestufe als nicht geeignet.

Die Diversitätsindices sowie die Prävalenzen der Ciliophora, Digenea und Cestoda nahmen mit steigender Wärmebelastung ab. *Tylodelphys clavata* stellte sich als besonders geeigneter Indikator für eine thermische Belastung heraus. Die Prävalenz stieg im Gegensatz zu

sämtlichen anderen Digeneaarten mit der thermischen Belastung hochsignifikant an. Es zeigte sich, dass sich Fischparasiten als Effekt-Indikatoren nutzen lassen und die thermische Belastung eines Fließgewässers anzeigen können.

Anschließend wurde der allgemeine Gewässerstatus und dessen -struktur über die Parasitierung der Fische ermittelt. Dazu wurden die Daten weiterer 423 Rotaugen aus zwölf unterschiedlichen Gewässern NRW ausgewertet und das Stargraphsystem erneut angepasst. Die Prävalenzen der folgenden Parasitenarten wurden verwendet: *Pomphorhynchus laevis*, *Trichodina* spp., Myxozoa spp., Monogenea und Vogel-Cestoda. Da die Zwischenwirte von *P. laevis* obligat in Gewässern mit verstärkter Strömung verbreitet sind, eignet sich der Acanthocephala als Indikatorart für Fließgewässer. Der Unterschied zu Stillgewässern und Talsperren war in der vorliegenden Untersuchung hochsignifikant. *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. eignen sich als Indikatorarten für die Trophie eines Gewässers. Bei den Monogenea war die Prävalenz in kleinen Gewässern aufgrund der erhöhten Wirtsdichte besonders hoch. Vogel-Cestoda traten in NRW hochsignifikant nur in Stillgewässern auf. Dies führte dazu, dass die Stargraphen von Fließgewässern eine prägnante Ausdehnung in Richtung von *P. laevis* und die der Stillgewässer in Richtung der cyclophylliden Vogel-Cestoda zeigten. Talsperren oder aufgestaute Seen stellen eine Sonderform dar, in der Eigenschaftskombinationen auftreten können. Fischparasiten lassen sich demzufolge auch als System-Indikatoren nutzen, um die Gewässerqualität, den Gewässertypus und dessen Struktur zu indizieren.

Bei den nahrungsökologischen Untersuchungen ließ sich ein Zusammenhang zwischen der Nahrung der Fische und ihrer Parasitierung bestätigen. Es zeigte sich, dass *R. rutilus* aufgrund der Stellung im Nahrungsnetz sowohl als Zwischen- als auch als Endwirt fungiert. *Perca fluviatilis* dagegen wurde vermehrt als Endwirt genutzt. Häufigste Beuteorganismen dieser Fischart waren Amphipoda, die gesondert beprobt und taxonomisch sowie parasitologisch untersucht wurden. In den 1002 untersuchten Amphipoda konnte eine Acanthocephala-Larve der Art *Pomphorhynchus* sp. in *Dikerogammarus villosus* nachgewiesen werden. Am Wehr Buddenburg, der kumuliert thermisch belasteten Probestelle, bestand die Individuenzahl der Amphipodafauna im Jahr 2010 zu 98% aus Neozoen, wobei *D. villosus* 54,9% der Probe einnahm.

Abstract

Rohde, A. (2011) Fish parasites as bio indicators in freshwater ecosystems – the status of waterbodies in North Rhine-Westphalia using the example of the rivers Lippe and Werse. Ph.D. thesis, Faculty of mathematics and natural sciences, University of Rostock, 97 pages.

During the present study a total of 560 freshwater fishes belonging to the species *Rutilus rutilus* (394) and *Perca fluviatilis* (166) from the river Lippe, two small adjacent waters and the river Werse was investigated for parasites and feeding ecology in the years 2008, 2009 and 2010. In *Rutilus rutilus* 29 parasite species could be detected, among them species of the taxa Ciliophora (3), Myxozoa (2), Digenea (7), Monogenea (4), Cestoda (3), Nematoda (6), Acanthocephala (2), Crustacea (1) and Bivalvia (1). *Perca fluviatilis* was infested by 15 species, belonging to the taxa Myxozoa (2), Digenea (5), Cestoda (4), Nematoda (1) and Acanthocephala (3). In 34 of the 36 isolated parasite species, 56 new locality records could be revealed.

The sampling sites contained as well unpolluted, natural regions in the main current as regions that are highly thermal polluted by the cooling water of power plants. Furthermore the unpolluted adjacent waters Deichseitengraben and Quabbe were studied. A reference water from the water system Ems was given by the river Werse. The prevalences and the intensities of the parasites were significantly higher in small branches than in the main current and so they served as parasite reservoirs. Furthermore a retraction of parasites out of the main current into the backwaters could be observed in the winter. The highest number of fish parasite species could be detected in the river Werse.

It should be tested, if fish parasites could be used as bio indicators to indicate the health status of North Rhine-Westphalian waterbodies. Multiple parameters were chosen and tested for their practicability. The most significant parameters were the Shannon-Wiener Index (endoparasite diversity I), the Simpson Index (endoparasite diversity II), the ecto-/endoparasite ratio (pollution index), the Evenness (index of dominance), the condition factor (fish health) and prevalences of sensitive parasite species. To illustrate the differences between the samplings, the stargraph system of Palm & Rückert (2009) was used. The parameters and the scaling of the stargraphs, applied to investigate the status of Indonesian coastal marine ecosystems (Palm et al. 2011), were adapted to conditions in North Rhine-Westphalian freshwaters. The roach *Rutilus rutilus* emerged as the most meaningful subject of investigation. The perch *Perca fluviatilis* is not capable because of its higher trophic position in the food web.

The diversity indices and the prevalences of Ciliophora, Digenea and Cestoda decreased with an increasing thermal pollution. *Tylodelphys clavata* was the only digenean that increased with higher temperatures and therefor represent a suitable indicator organism for thermal

discharge. It could be demonstrated that fish parasites serve as effect-indicators and display the thermal pollution in riverine ecosystems.

The second step was to determine the health status and the structure of different waterbodies in NRW by using fish parasites. A total of 423 additional roach from twelve different waterbodies was evaluated. The stargraph system was modified and the prevalences of the following parasite species were used: *Pomphorhynchus laevis*, *Trichodina* spp., Myxozoa spp., Monogenea and Cestoda of birds. The intermediate host of *P. laevis* is only common in environments with high currents. Therefore the Acanthocephala is an indicator organism for riverine ecosystems. The difference in the occurrence was highly significant to lakes and dams. *Trichodina* spp. and Myxozoa spp. could be applied to display the trophic level of a waterbody. The prevalence of monogeneans was significantly higher in small backwaters, because of the increased host density. Cestodes, with birds as definitive hosts, occurred exclusively in lakes. Because of the dependency of the parasite fauna due to the structure and status of ecosystems, the stargraphs of the rivers showed a concisely expansion to *P. laevis* and those of stillwaters to cyclophyllid Cestoda of birds. Dams form a hybrid type in which both combinations of characteristics could occur. Therefore fish parasites serve as system-indicators to display the water quality, its type and its structure.

The analyse of the food components of the two fish species showed a coherence between their nutrition and parasitizing. It revealed that roach can serve as intermediate and definitive hosts, because of their position in the food web. *Perca fluviatilis* in contrast was mainly used as definitive host. The most abundant prey organisms of perch were Amphipoda. They were sampled separately in 2010 and investigated taxonomically and parasitologically. In 1002 specimens of amphipods one larvae of Acanthocephala (*Pomphorhynchus* sp.) was conducted in *Dikerogammarus villosus*. In the thermal polluted area of the weir Buddenburg the amphipod fauna consisted mainly of invasive gammarids (98%). *Dikerogammarus villosus* build more than the half of the sampling (54.9%).

1 Einleitung

Nordrhein-Westfalen (NRW) ist das viertgrößte Bundesland Deutschlands. Hier leben 20% der Einwohner des gesamten Landes, was NRW zur dichtbesiedeltesten Region Europas macht (LADS 2010). Laut Flächennutzungsplänen (Werner 2006) sind rund 1,9% des Bundeslandes mit Gewässern bedeckt, wobei es sich sowohl um Fließgewässer, kleine und große Stillgewässer als auch um etwa 100 ha künstlich angelegte Kanäle handelt. Sie stellen einen wichtigen Lebensraum für Tiere und Pflanzen dar. Auch der Mensch nutzt die Wasserflächen und hat sie deshalb in den vergangenen Jahrzehnten stark verändert. Fließgewässer wurden begradigt, vertieft und neu profiliert. Oft wurden Ufer befestigt und mit naturfremden Materialien ausgekleidet. Staustufen behindern in vielen Teilen die Durchgängigkeit der Flüsse (Cassens 2004). In den Gewässern NRWs kommen über 60 verschiedene Fischarten vor, von denen einige als Neozoa eingewandert sind (MKULNV 2011). Damit beinhaltet die Fischfauna NRWs rund die Hälfte aller in Deutschland bekannten 131 Süßwasserfischarten (Froese & Pauly 2011).

Bislang wurden in NRW 33 Fischarten parasitologisch untersucht. In diesen Untersuchungen konnten 132 Parasitenarten nachgewiesen werden (nicht veröffentlichte Daten). Das heißt, dass in NRW durchschnittlich vier Parasitenarten in jeder untersuchten Fischart vorkommen. Palm et al. (1999) kalkulierten für die Küstengewässer Deutschlands 3,1 metazoische Parasitenarten pro Fischart. In nordrhein-westfälischen Gewässern liegt dieses Verhältnis mit 4,0 deutlich darüber (nicht veröffentlichte Daten). Grundsätzlich sind parasitologische Untersuchungen von großer Bedeutung um ein Ökosystem gänzlich zu erfassen. Rund 50% aller Tierarten leben zeitweise oder dauerhaft parasitisch (Pietroock & Marcogliese 2003). Sie haben somit einen wesentlichen Anteil an der (aquatischen) Biodiversität und lassen sich somit für eine Vielzahl parasitologischer und ökosystemarer Fragestellungen heranziehen. Parasiten werden unterschieden in proto- oder metazoische Organismen (Ein-/Mehrzeller), die sich auf der Basis einseitig funktioneller Abhängigkeit, zum Zwecke der Ernährung, Ontogenie (Individualentwicklung) und/oder Reproduktion, temporär oder dauerhaft auf oder in ihrem Wirt aufhalten und diesen (unter Umständen) schädigen (Boch et al. 2006, Hiepe et al. 2006). Sie verfolgen dabei verschiedene Lebenszyklusstrategien. Einige Arten, vor allem Ektoparasiten, befallen nur einen Wirt und pflanzen sich direkt fort (monoxener Lebenszyklus). Andere Arten wechseln zwischen mehreren Zwischenwirten, bis sie sich in ihrem Endwirt reproduzieren (heteroxener Lebenszyklus) (Mehlhorn & Piekarski 2002). Digenea beispielsweise entwickeln sich über mehrere Larvenstadien, wobei die Cercarie freilebend ist und ihren Wirt aktiv aufsucht und befällt (Burrough 1978). Die metazoischen Parasitenarten nutzen somit das aquatische Nahrungsnetz, um mithilfe einer Reihe von Zwischenwirten ihren Endwirt zu befallen.

Umwelteinflüsse haben ebenfalls direkte Auswirkungen auf Monogenea, da diese als Ektoparasiten in direktem Kontakt mit dem Fisch und den äußeren Bedingungen stehen. So können sie sowohl Informationen über die Umwelt als auch über den Wirt liefern (Koskivaara et al. 1991). Häufig nimmt die Anzahl der monoxenen Ektoparasiten in leicht verschmutzten Gewässern zu, da das Immunsystem des Fisches direkt (Verschmutzung) oder indirekt (Stress) geschwächt wird, die Parasiten jedoch weniger sensibel gegen viele Belastungen sind (Khan & Kiceniuk 1988, Diamant et al. 1999). Während der freilebenden, larvalen Phase von Fischparasiten werden auch Endohelminthen direkt den Umweltbedingungen der jeweiligen Makrohabitate ausgesetzt. Sowohl natürliche Umweltfaktoren als auch Belastungen/Verschmutzungen, die durch anthropogene Aktivitäten in die Umwelt entlassen wurden, können den Erfolg der Parasiten beeinflussen. Das Überleben sämtlicher Parasiten hängt dabei von vielen verschiedenen biotischen und abiotischen Faktoren ab (Pietroock & Marcogliese 2003). Die Tatsache, dass „gesunde Parasiten zu einem gesunden Ökosystem dazugehören“ (Marcogliese 2005) ist die Grundlage auf der eine parasitologische Untersuchung basiert. Erst wenn oben genannte Belastungen Überhand nehmen, gerät das Gleichgewicht eines Ökosystems aus den Fugen und die Abundanz aquatischer Organismen, auch der Parasiten, steigt an oder fällt ab (Palm 2011).

Das zahlreiche Auftreten von Fischparasiten sowie das Durchwandern des Nahrungsnetzes einiger dieser Arten stellen den potentiellen Nutzen von Fischparasiten als Bioindikatoren für den allgemeinen Zustand eines Gewässers in Aussicht (Dzika & Wyżlic 2010). Bioindikatoren sind im Allgemeinen definiert als „Organismen oder Organismengruppen, die auf Umwelteinflüsse mit Veränderungen ihrer Lebensfunktionen (...) reagieren bzw. deren Vorkommen oder Fehlen in der Biozönose Umweltfaktoren charakterisieren“ (Zimmermann 1996). In Süßwasserhabitaten kann der Zustand eines Gewässers und dessen Qualität mit chemischen Analysen sehr genau bestimmt werden. Diese Ergebnisse bilden jedoch nur Einzelwerte des momentanen Zustandes ab (Lafferty 1997). Im limnischen Bereich wurden bereits verschiedene Systeme zur Bioindikation getestet. Ein sehr bekanntes und oft angewendetes System, um die Gewässergüte zu bestimmen, ist die Berechnung des Saprobien-Index über die Makroinvertebratenfauna (Kolkwitz & Marsson 1908). Im Rahmen der derzeit umzusetzenden EU-Wasserrahmenrichtlinie (EU-WRRL), zur Herstellung eines guten ökologischen Zustandes der Gewässer, gehen verschiedene biologische Komponenten in die Zustandsbewertung ein. Da der Zustand eines Gewässers nicht direkt messbar ist (Marcogliese 2005), wird die Zusammensetzung der Gewässerflora, des Makrozoobenthos und der Fischfauna herangezogen (MKULNV 2011). Die Gewässerflora dient als Kriterium, um die Struktur des Gewässers und den Faktor „Eutrophierung“ zu bewerten (Schaumburg et al. 2007, LFU Bayern 2010). Mischke (2006)

beschrieb die gängige Methode als zu wenig sensibel, da vor allem die Aspekte Gesamtabundanz und -artenzahl nicht berücksichtigt werden. Die Zusammensetzung der Makrozoobenthosfauna beschreibt sowohl die Güteklasse (Saprobien) als auch den Degradations- und Säurezustand des Gewässers (LFU Bayern 2010). Die Regenerationszeit von benthischen Invertebraten ist aufgrund ihrer kurzen Generationszeit sehr gering. Ein Monitoring muss demnach in sehr zeitnahen Abständen durchgeführt werden, da nur der momentane Zustand abgebildet werden kann, ohne Rückschlüsse auf vergangene Ereignisse zu geben (Warwick 1986, Atrill & Depledge 1997). Eine eng skalierte Überwachung bedeutet einen hohen Zeit- und Kostenaufwand, der oft nicht aufgebracht werden kann. Die Verbreitung und Artenzusammensetzung der Fischfauna gibt Auskunft über den gesamtökologischen Zustand und die hydromorphologische Situation eines Flusses, da einige Arten hohe Ansprüche an spezifische Bedingungen stellen. Dabei wird der erfasste Fischbestand mit einer Referenzzönose verglichen (LFU Bayern 2010). Dies ist jedoch nur in Fließgewässern möglich. Eine weitere Problematik ergibt sich aus der hohen Mobilität der Fische. Um ein repräsentatives Bild der Fauna zu erlangen, ist die Probenahme sehr zeitaufwendig und die Anforderungen an Mensch und Ausrüstung sind sehr hoch (Warwick 1993). Trotzdem kann durch die Elektrofischerei nie die komplette Fischfauna erfasst werden (Peter & Erb 1996). Fische reagieren langsam auf Belastungen des Gewässers und auch eine Regeneration ist dementsprechend erst nach einer langen Zeitspanne zu verzeichnen (Atrill & Depledge 1997). Die Festlegung eines bestimmten Rhythmus der Probenahme ist aufgrund der unterschiedlichen Generationszeiten von Makrophyten, Invertebraten und Fischen problematisch. Alle diese drei Untersuchungsbereiche benötigen spezifische Experten, die die Proben verlässlich auswerten und interpretieren können. Dabei ist der jeweilige Zeitaufwand der Probenahmen und Analysen sehr hoch und somit auch der Kostenaufwand für Personal und Material (Schaumburg et al. 2007).

Fischparasiten haben komplexe Lebenszyklen und spielen eine Schlüsselrolle in aquatischen Ökosystemen. Sie werden unter anderem über die Nahrungskette verbreitet, reagieren auf spezifische Umweltfaktoren und liefern wichtige Informationen über ihre Wirte und die Interaktionen mit dem gesamten Ökosystem (Overstreet et al. 1996). So können Fischparasiten ein umfassendes Bild des Gewässers abbilden, was andere Indikatorsysteme nicht vermögen. Sie spannen mithilfe ihres Lebenszyklus einen Bogen zwischen benthischen und planktischen Invertebraten, über Fische bis hin zu fischfressenden Vögeln und Säugetieren. Der Zeitaufwand für eine parasitologische Untersuchung ist nicht höher als für die einzelnen Untersuchungen zur Flora und Fauna eines Gewässers. Über ihren Lebenszyklus vereinen Fischparasiten Aussagen über die Gewässerflora, das Makrozoobenthos und die Fischfauna. So wird auch der Kostenfaktor bei parasitologischen Untersuchungen verringert, da nur wenige Experten Rückschlüsse auf alle bisher separat

betrachteten Bereiche ziehen können. Das Auftreten von länger lebenden Parasitenstadien liefert Informationen über den Zustand eines Ökosystems über einen längeren Zeitraum (Hudson et al. 2006, Palm 2011). Gerade deshalb können Fischparasiten als hervorragende Bioindikatoren dienen, die nicht nur den Ist-Zustand eines Faktors abbilden, sondern umfassend und längerfristig den qualitativen Zustand eines gesamten Ökosystems wiedergeben. Parasitologische Untersuchungen sind zudem unabhängig vom Gewässertypus und führen gleichermaßen zu verlässlichen Ergebnissen. Des Weiteren wird bei den bisherigen Bewertungsmethoden der Parameter Fischgesundheit völlig außer Acht gelassen. Dieser kann sowohl über bestimmte Indices wie den Hepatosomatischen Index oder den Konditionsfaktor, aber auch über die Diversität und Abundanz von Fischparasiten beschrieben werden (Schäperclaus 1990).

Die ersten Anwendungen von Fischparasiten als Bioindikatoren bezogen sich auf fischereibiologische Themen wie die Unterscheidung von Fischbeständen, die Nahrungsökologie von Fischen oder deren Verhalten (Caira 1990, Williams et al. 1992, Klimpel et al. 2010). Auch Fischwanderungen oder eine phylogenetische Trennung von Fischtaxa konnten mithilfe von Parasiten nachvollzogen werden (Palm 2004, Palm 2007, Palm & Klimpel 2007, Palm et al. 2009, Olson et al. 2010). Seit den 1980er Jahren wurde in zahlreichen Untersuchungen das Potential von Fischparasiten zur Indikation des Gesundheitsstatus von Gewässern erkannt und überprüft. Dabei stand die Frage über die Beschaffenheit eines Bewertungssystems im Vordergrund, um Veränderungen in einem Ökosystem quantitativ und qualitativ mithilfe von Fischparasiten zu erfassen. Die bisherigen Bemühungen stießen auf zwei grundsätzliche Probleme in der Umsetzung. Zum einen reagieren die einzelnen Parasitengruppen/-taxa völlig kontrovers auf verschiedene Belastungen. So führte eine Betrachtung der gesamten Parasitenfauna zu widersprüchlichen Ergebnissen (Lafferty 1997, Vidal-Martínez et al. 2009, Dzika & Wyżlic 2010, Palm 2011). Zum anderen ist ermittelt worden, dass das Auftreten von Fischparasiten nicht nur durch Belastungen beeinflusst wird sondern auch natürlichen Schwankungen unterliegt, die durch Saisonalität, Variationen des Wasserstandes, vereinzelt Auftreten von seltenen Arten, usw. hervorgerufen werden. Deshalb war eine Vergleichbarkeit von Ergebnissen verschiedener Probenahmen bislang nur unzureichend möglich (MacKenzie 1999, Valtonen et al. 2003, Vidal-Martínez et al. 2009). Nutzt man Fischparasiten zur Indikation von Umweltveränderungen, können diese laut Palm (2011) in drei Kategorien eingeteilt werden. 1) *Akkumulations-Indikatoren*. Da Endoparasiten eng an den Metabolismus ihres Wirtes gebunden sind, können sich Stoffe, die die Umgebung belasten, auch im Fisch und in den Parasiten anreichern. Bestimmte Parasitenarten, wie z. B. der Acanthocephala *Pomphorhynchus laevis*, akkumulieren eine höhere Konzentration der Stoffe als ihre Wirte (Sures et al. 1994b, Sures & Sidall 1999, 2001, 2003). 2) *Effekt-Indikatoren*. Bestimmte Umweltveränderungen bzw.

-effekte können die Parasitenfauna eines Fisches beeinflussen. Ein Anstieg der Prävalenz und Intensität von *Trichodina* spp. beispielsweise indiziert eine Erhöhung der Bakterienmasse (Palm & Dobberstein 1999, Palm & Rückert 2009, Rückert et al. 2009). 3) *System-Indikatoren*. Betrachtet man die gesamte Parasitenfauna eines Ökosystems, so kann eine Veränderung in den Befallszahlen einen Hinweis auf eine ganzheitliche Veränderung des Systems darstellen. Oros & Henzelová (2009) beschrieben beispielsweise die Regeneration eines gesamten Ökosystems anhand der Parasitenfauna. Wenn dies flächendeckend möglich wäre, könnte man Parasiten als Frühwarnsystem für Verschmutzungen und ökosystemare Änderungen nutzen (MacKenzie 1999, Kleinertz 2010, Palm et al. 2011). Palm & Rückert (2009) entwickelten den Stargraphen, ein System für die visuelle Integration komplexer ökologischer und parasitologischer Parameter und Zusammenhänge, der in der vorliegenden Arbeit angewandt wurde, um zu testen ob es möglich ist mithilfe von Fischparasiten Aussagen über die Situation von Gewässern in NRW zu treffen. Einzelne, besonders sensible Parasitenarten sollten identifiziert und in den Stargraphen integriert werden, um jeweils bestimmte Belastungen im Gewässer zu indizieren. Dabei sollten die unterschiedlichen Reaktionen von Parasitentaxa, die bisher eine Grenze der Methodik darstellten, genutzt werden und durch individuelle Betrachtung zu einem kompletten Abbild des Ökosystems im Stargraphen vereint werden.

Laut der EU-WRRL wird u.a. die Zusammensetzung der gesamten Fischdiversität für eine ökologische Zustandsbewertung untersucht. Da das Ergebnis jedoch durch Einzelfunde von seltenen Fischarten positiv verändert wird, wäre es sinnvoller sich auf häufig vorkommende Fischarten festzulegen. Für die Verwendung fischparasitologischer Parameter wurden deshalb häufig auftretende Parasitenarten aus zwei Hauptfischarten verwendet. Der Cyprinidae *Rutilus rutilus* und der Percidae *Perca fluviatilis* sind in allen heimischen Gewässertypen weitverbreitet (Muus & Dahlström 1990, Gerstmeier & Roming 1998, MUNLV 2001) und dienen so als herausragende Zielfischarten für die ökologische Zustandsbewertung von Gewässern mithilfe von fischparasitologischen Parametern. NRW wird von einer Reihe von natürlichen Flussläufen durchzogen, welche im Laufe der Industrialisierung starken Veränderungen unterlagen (MUNLV & LUA 2001). Sie werden vor allem von Begradigungen, Kraftwerken und Kläranlagen geprägt (Kuss 2004, Teichgräber et al. 2004). Die Lippe ist ein Beispiel für ein stark anthropogen verändertes Fließgewässer. Mehrere anliegende Kraftwerke nutzen das Flusswasser zur Kühlung und leiten anschließend erwärmtes Kühlwasser zurück (Storch 2002, Teichgräber et al. 2004, MUNLV 2008b). Die Lippe gilt in der Untersuchung als Extremstandort, in der diverse Belastungen wie künstliche Erwärmung, technischer Gewässerausbau sowie erhöhte Salinität und Abwasserlast zusammenwirken. Im Gegensatz dazu werden kleinere Flussläufe oft weniger anthropogen genutzt (MUNLV & LUA 2001, Teichgräber et al. 2004). Diese

Bereiche entsprechen eher natürlichen Referenzgewässern, welche nach ihrer Begründung in den 1970er Jahren inzwischen eine über 40 Jahre laufende Renaturierungsphase hinter sich haben (Netzwerk Flur 2010). Als Alternativgewässer zur Lippe wurde aus diesem Grund die Wese bei Münster ausgewählt. Um regionale Unterschiede untersuchen zu können, wurden verschiedene Probestellen bestimmt, die sowohl unbelastete als auch belastete Bereiche der Lippe umfassten. Zusätzlich sollten die Daten mehrerer Diplomarbeiten über verschiedene Fließgewässer, Stillgewässer und Talsperren in NRW zur weiteren Entwicklung und Verifizierung der angewandten Methode dienen (Grabowski 2007, Pothmann 2009, Bley 2010, Emde 2010, Pikalov 2010, Türk 2010). Das Hauptaugenmerk lag in der vorliegenden Arbeit auf der Nutzung von Fischparasiten als Bioindikatoren für Gewässer in NRW. So sollte erstmalig der Gewässerstatus verschiedener limnischer Gewässer mit dem Stargraph-System erfasst und bewertet werden. Die Fischparasiten wurden genutzt, um den gesamten, längerfristigen Zustand der Gewässer abzubilden. Um eine Vergleichbarkeit der Daten zu gewährleisten, sollte ein eng umrissener Rahmen für standardisierte Probenahmen entwickelt werden. Es sollte ein geeigneter jahreszeitlicher Termin festgelegt werden, um saisonale Schwankungen in der Parasitozönose auszuschließen. Außerdem war es wichtig, spezifische Indikatorarten zu bestimmen, die sowohl sensibel auf Veränderungen im Ökosystem reagieren als auch in diversen Habitaten, auch Extremstandorten, verbreitet sind. Des Weiteren sollte ein spezifischer Schwellenwert entwickelt werden, um den Einfluss natürlicher Schwankungen auf die Bewertung weitestgehend zu reduzieren.

Darüber hinaus ergaben sich folgende Fragestellungen, die geklärt werden sollten:

- I) Ist die Diversität der Fischparasiten in den struktur- und fischreichen Nebengewässern höher als im Hauptstrom der Lippe?
- II) Bestehen auch in nordrhein-westfälischen Fließgewässern natürliche, saisonale Schwankungen in der Parasitozönose zwischen den Sommer- und den Winterproben?
- III) Inwiefern wird die Verbreitung der Parasitenarten durch die Nahrungsökologie der Fische bestimmt?
- IV) Lassen sich Amphipoda als Zwischenwirte identifizieren?
- V) Lassen sich Fischparasiten als Effekt-Indikatoren nutzen, um eine thermische Belastung zu indizieren?
- VI) Lassen sich Fischparasiten als System-Indikatoren nutzen, um die Gewässerqualität, den Gewässertypus und dessen Struktur zu indizieren?
- VII) Ist die visuelle Integration (Stargraph) auch auf limnische Ökosysteme anwendbar?

2 Charakterisierung der Fischarten

In Deutschland konnten bisher 276 Fischarten nachgewiesen werden. Die Fischfauna deutscher Binnengewässer umfasst dabei ca. 131 Arten (Froese & Pauly 2011). In der vorliegenden Untersuchung wurden *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* hinsichtlich ihrer Parasitierung und Nahrungsökologie untersucht. Die beiden Fischarten wurden ausgewählt, da sie in nordrhein-westfälischen Gewässern weitverbreitet sind und in hohen Populationsdichten auftreten (MUNLV 2001). Cyprinidae wie *R. rutilus* stellen mit 1600 Arten die weltweit größte Familie der Teleostei dar. Die Ordnung der Percidae gilt als die höchstentwickelte Gruppe der Pisces (Gerstmeier & Roming 1998). Die Parasitierung von Fischen wird unmittelbar von ihrer Biologie bzw. Lebensweise beeinflusst, weshalb die beiden Zielfischarten im Folgenden zusammenfassend charakterisiert werden.

2.1 *Rutilus rutilus*, Linnaeus 1758

Klasse: Osteichthyes
 Unterklasse: Actinopterygii
 Überordnung: Teleostei
 Ordnung: Cypriniformes
 Familie: Cyprinidae
 Art: *Rutilus rutilus*, Linnaeus 1758

Trivialnamen: Rotaue, Plötze (dt.); roach (engl.); gardon (franz.)

Verbreitung: *Rutilus rutilus* ist in ganz Europa bis nach Sibirien verbreitet. Ausnahmen bilden der Mittelmeerraum und Nord-Skandinavien. Diese Fischart kommt sowohl in marinen Küstengewässern und im Brackwasser als auch in Fließ- und Stillgewässern des Binnenlandes vor. Die Gewässergüte ist für *Rutilus rutilus* nicht limitierend, da die Fischart sehr anpassungsfähig und auch in Gewässern verbreitet ist, die unter starkem anthropogenem Einfluss stehen. Auch durch Besatzmaßnahmen wurde *R. rutilus* weit verbreitet.

Verbreitungsgebiet: 71°N - 36°N/10°W - 155°O

Morphologie: *Rutilus rutilus* erreicht eine durchschnittliche Körperlänge von 20 – 30 cm, in Ausnahmefällen von bis zu 50 cm. Die Körperform des Fisches kann, je nach Alter und Nahrungsangebot, von hochrückig bis schlank variieren. Bei einem überproportionalen Populationswachstum von Cypriniden, oft bedingt durch das Fehlen von Räubern, entsteht ein Dichtestress, der zu einem verringerten Wachstum und dem Erreichen der Geschlechtsreife bei geringer Größe führt (Verbuttung). Das Maul ist endständig. Namensgebend sind die meist rot pigmentierten Augen, auch die Pectorales können rötlich gefärbt sein. Anale, Caudale, Dorsale und Ventrals erscheinen gelblich bis grau. Der Körper ist silbrig glänzend mit grünlich verdunkeltem Rücken.



Abb. 1: Habitus eines untersuchten *Rutilus rutilus*. Längenstandard = 1,0 cm.

Die Männchen tragen zur Laichzeit einen deutlichen, körnigen Laichauschlag auf Kopf und Rücken. Entlang der Seitenlinie befinden sich 42 – 45 große Cycloidschuppen. Das Vorderende der Rückenflosse steht kurz hinter oder direkt über dem Bauchflossenansatz. Dieses Charakteristikum dient zur Artunterscheidung von *R. rutilus* und der morphologisch sehr ähnlichen Fischart *Scardinius erythrophthalmus* (Rotfeder), bei der die Rückenflosse deutlich vor der Bauchflosse liegt.

Flossenformel: D III/9-12, A III/9-13, P I/15-18, V II/7-8

Biologie: *Rutilus rutilus* lebt als Schwarmfisch in Uferbereichen mit dichter Vegetation. Der omnivore Fisch ernährt sich hauptsächlich von Pflanzen und planktischen sowie benthischen Invertebraten (Wirbellose). Die Nahrung wird mithilfe der fünf Schlundzähne, auf jeder Seite des hintersten Kiemenbogens, zerkleinert. Große Exemplare von *R. rutilus* erbeuten gelegentlich auch Jungfische. Nach ca. drei Jahren erreicht *R. rutilus* die Geschlechtsreife. Im April bis Mai legt das Weibchen 40.000 – 60.000 Eier/kg Körpergewicht (\varnothing 1,0 - 1,5 cm) an Wasserpflanzen in Ufernähe ab. Nach vier bis zehn Tagen schlüpfen die Larven, die mit Klebedrüsen an den Pflanzen haften bis der Dottersack aufgezehrt ist.

Parasiten: Bei *Rutilus rutilus* konnten in Deutschland bisher 64 Parasitenarten nachgewiesen werden. In Anhang I sind diese nach Taxa geordnet zusammengefasst, ihrem Erstbeschreiber, ihrer Lokalisation im Fischwirt, dem Gewässertypus sowie der dazugehörigen Literatur zugeordnet.

Bedeutung: *Rutilus rutilus* dient vielen Raubfischen als Nahrung, weshalb diese Fischart auch als Köderfisch in der Angelfischerei Verwendung findet. Wegen des grätenreichen Fleisches wird das Rotaugen in Deutschland nur selten als Speisefisch genutzt.

Beschreibende Literatur: Herald 1961, Kennedy & Burrough 1978, Terofal 1984, Muus & Dahlström 1990, Gerstmeier & Roming 1998, MUNLV 2001, Hartmann 2003, Froese & Pauly 2011

2.2 *Perca fluviatilis*, Linnaeus 1758

Klasse: Osteichthyes
 Unterklasse: Actinopterygii
 Überordnung: Teleostei
 Ordnung: Perciformes
 Familie: Percidae
 Art: *Perca fluviatilis*, Linnaeus 1758

Trivialnamen: Flussbarsch, Barsch (dt.); perch (engl.); perche commune (franz.)

Verbreitung: *Perca fluviatilis* ist von Europa bis nach Asien weitverbreitet; außer in Nordnorwegen, Schottland, Süd- und Mittelitalien sowie der westlichen Balkanhalbinsel. *Perca fluviatilis* kommt sowohl in stehenden als auch in fließenden Gewässern vor, wo er hauptsächlich die pflanzenreichen Mittel- und Unterläufe besiedelt.

Verbreitungsgebiet: 74°N - 38°N/91°W - 168°O



Abb. 2: Habitus eines untersuchten *Perca fluviatilis*. Längenstandard = 1,0 cm.

Morphologie: Diese Fischart erreicht eine durchschnittliche Körperlänge von 20 – 35 cm, maximal wird sie 50 cm lang. *Perca fluviatilis* hat einen leicht hochrückigen Körper mit endständiger, weit ausgezogener Mundspalte. Die Grundfarbe des Fisches ist grünlich-silbern, mit hellem Bauch. Die Flanken tragen 6 – 9 dunkle Querbinden, die gegabelt sein können. Charakteristisch sind die zwei Dorsales. Die erste Dorsale trägt einen schwarzen Fleck auf dem Hinterrand, der der Artspezifizierung dient. Anale und Ventrals sind auffällig orange gefärbt. Je nach Habitat und Eutrophierung des Gewässers kann die Ausprägung der Färbung variieren. Die Opercula sind spitz ausgezogen und enden in einem Kiemendeckeldorn. *Perca fluviatilis* trägt 56 – 68 Ctenoidschuppen entlang der Seitenlinie.

Flossenformel: D₁ XIII-XVII, D₂ I-II/13-16, A II/7-10, P 11-17, V I/5

Biologie: *Perca fluviatilis* lebt als Jungfisch in Schwärmen, wird aber mit dem Alter zunehmend zu einem solitären Standfisch. Die Larven ernähren sich zooplanktiv. Dann vollzieht *P. fluviatilis* zwei ontogenetische Nahrungsnischenwechsel. Nach ein bis zwei

Jahren besteht die Hauptnahrung aus Organismen des Makrozoobenthos. Ab einer Totallänge von 150 mm vollzieht *P. fluviatilis* den zweiten Nahrungswechsel zur piscivoren Ernährung, wobei ein ausgeprägter Kannibalismus bekannt ist. Es gibt aber auch Untersuchungen zu einer früheren Piscivorie im ersten Lebensjahr. Es zeigte sich, dass Exemplare schon ab einer Totallänge von 28 mm zur Piscivorie übergehen. Diese entwickeln sich extrem schnellwüchsig und erreichen im dritten Lebensjahr Längen von über 28 cm. Männliche *P. fluviatilis* erreichen die Geschlechtsreife mit zwei Jahren, Weibchen im dritten bis vierten Lebensjahr. Im Februar bis Juli, ab einer Wassertemperatur von 7 - 8°C, legen die Weibchen ihre Eier (ø 2,0 - 2,5 mm) in Laichbändern von bis zu einem Meter Länge an Wasserpflanzen oder dem Bodengrund ab. Abhängig von der Temperatur schlüpfen die 5 mm großen Larven nach acht bis sechzehn Tagen.

Parasiten: In Deutschland konnten bisher 43 Parasitenarten bei *Perca fluviatilis* nachgewiesen werden. In Anhang I sind diese nach Taxa geordnet zusammengefasst und ihrem Erstbeschreiber, ihrer Lokalisation im Fischwirt, dem Gewässertypus sowie der dazugehörigen Literatur zugeordnet.

Bedeutung: Die Fischerei von *Perca fluviatilis* spielt in vielen Seen eine wirtschaftlich große Rolle. Das Fleisch der Fischart ist sehr wohlschmeckend, weshalb er als beliebter Speisefisch dient.

Beschreibende Literatur: Terofal 1984, Gebhardt & Ness 1990, Muus & Dahlström 1990, Gerstmeier & Roming 1998, MUNLV 2001, Beeck 2003, Hartmann 2003, Ruhlé et al. 2004, Froese & Pauly 2011

3 Material & Methoden

3.1 Charakterisierung der Untersuchungsgebiete

In der vorliegenden Arbeit wurden Fische aus zwei Gewässersystemen in Nordrhein-Westfalen untersucht. Beide Tieflandflüsse haben eine mittlere Größe und Abflussmenge. Sie fließen durch die westfälische Bucht, nördlich des Ballungsraumes des Ruhrgebiets (MUNLV & LUA 2001, Beckers et al. 2004, StUA Münster 2004). Sie unterscheiden sich jedoch stark in ihrer ökologischen Belastung und dem anthropogenen Einfluss, der auf ihnen lastet. So ist die Werse über weite Strecken ein naturbelassener Flusslauf, wogegen die Lippe als Industriefluss charakterisiert werden kann (MUNLV & LUA 2001, Teichgräber et al. 2004). Im Folgenden werden die beiden Untersuchungsgebiete ausführlich charakterisiert, um sie in der weiteren Untersuchung miteinander vergleichen zu können.

3.1.1 Die Lippe

Die Lippe ist ein ca. 220 km langer Tieflandfluss. Sie entspringt in Bad Lippspringe und fließt in westlicher Richtung bis Wesel, wo sie als letzter großer rechtsseitiger Nebenfluss in den Rhein mündet (MUNLV & LUA 2001). Auf dieser Strecke entsteht ein Höhenunterschied von 123 m, wobei die Hälfte schon auf den ersten Kilometern bis Lippstadt überwunden wird (Teichgräber et al. 2004). Dies führt zu einem mittleren Gefälle der Lippe von 0,5‰ (MUNLV & LUA 2001). Das oberirdische Einzugsgebiet des Flusses umfasst 4882 km², welches man aufgrund der unterschiedlichen Besiedlungsdichte in zwei Bereiche teilt (Sacher 2004). Das obere Lippegebiet erstreckt sich von Bad Lippspringe bis zum Stadtgebiet Hamm und ist dünn besiedelt. Die beiden Besiedlungsschwerpunkte liegen in Paderborn (120.000 Einwohner) und Lippstadt (70.000 Einwohner). Rund 2/3 dieses Gebiets werden land- und forstwirtschaftlich genutzt. Die Landschaft ist geprägt durch Auen und Äcker, die den Flusslauf begleiten (MUNLV & LUA 2001, Teichgräber 2004). Renaturierte Flussabschnitte finden sich beispielsweise in den Naturschutzgebieten Klostermersch (Lippstadt) und Disselmersch (Lippborg) (Beckers et al. 2004). Der untere Lippebereich, von der Stadt Hamm bis hin zur Mündung, ist städtisch geprägt und befindet sich in einer stark bergbaulich und industriell geprägten Landschaft der nördlichen Ballungsrandzone des Ruhrgebiets. Rund ein Viertel der Flussstrecke ist technisch ausgebaut und über weite Teile ist der Boden des Umlandes versiegelt (MUNLV 2008b). Der Unterlauf wird von 31 Wehren und 119 Brückenbauwerken unterbrochen (Sacher 2004). Zudem speist die Lippe am Wehr Hamm das Westdeutsche Kanalnetz über den parallel verlaufenden Datteln-Hamm-Kanal mit ihrem Wasser. Zusätzlich wird die untere Lippe von Grubenwassereinleitungen des Bergbaus (hohe Salinität) und vier anliegenden Kraftwerken belastet, die das Flusswasser zur Kühlung nutzen und anschließend das erwärmte Kühlwasser zurück leiten (MUNLV 2008b). Die Gewässergüteklasse (GGK) im Abschnitt von Lippborg bis

Lünen beträgt GGK II (mäßig belastet). Geringe Belastungen ergeben sich aus der Eutrophierung des Lippesees (Bentfeld), der intensiven Vogelfütterung im Quellbereich sowie der Abwassereinleitung von Klärwerken in die Nebenflüsse bei Bad Lippspringe und Paderborn (MUNLV & LUA 2001). Von Lünen bis Haltern ist die Lippe mit der GGK II-III kritisch belastet. Die Belastung resultiert überwiegend aus der Kühlwassereinleitung mehrerer anliegender Kraftwerke. Ab Haltern regeneriert sich die Lippe wieder auf die GGK II (mäßig belastet) (Teichgräber et al. 2004). In der vorliegenden Untersuchung wurden sechs Probestellen mit unterschiedlicher thermischer Belastung beprobt. Sie wurden in Absprache mit Herrn Siegfried Kuss (Fischereiberater der Stadt Hamm) unter Berücksichtigung von Lage, Zugänglichkeit und Temperaturbelastung ausgewählt. Vier der Probestellen lagen unmittelbar im Hauptstrom der Lippe (Wehr Benninghaus, Kesslerer Mühle, Wehr Uentrop, Wehr Buddenburg) zwischen Lippstadt und Lünen zwei weitere waren in anliegenden Nebengewässern der Lippe lokalisiert (Deichseitengraben, Quabbe). Die Probenahmestellen sind im Überblick in Anhang III (Fototafeln 6 und 7) dargestellt.

Wehr Benninghaus (A): Die oberste Probenahmestelle lag im Bereich der Stadt Lippstadt, am Wehr Benninghaus (R 3447750, H 5725520, 72 m (Geogrid® Viewer)). Die Lippe hat hier eine durchschnittliche Tiefe von 1,80 m und eine durchschnittliche Breite von 15,00 m (Ankroso-Angelgeräte 2006). Benninghaus liegt im Naturschutzgebiet Klostermersch, das 130 ha groß ist und rund drei Kilometer der Lippe umfasst, die in diesem Bereich ein Einzugsgebiet von 1906 km² hat. Der Fluss ist hier renaturiert und thermisch unbelastet. Das mittlere Gefälle beträgt 0,42‰, mit einem Mittelwasserabfluss (MQ) von 24,3 m³/s (Beckers et al. 2004). Der Wasserstand schwankte im Jahr 2009 zwischen 38 cm und 280 cm, mit einem Mittelwasserstand von 80 cm. Die Temperatur am Pegel Lippstadt schwankte im Jahr 2009 zwischen 2°C im Januar und 19°C im Juli (LANUV 2010). In der Klostermersch wird ein hohes Vogelaufkommen registriert, unter anderem von seltenen und bedrohten Arten, wie der Löffelente (*Anas clypeata*) und dem Wachtelkönig (*Crex crex*) (StUA Lippstadt 2002). Die aquatische Vegetation weist am Wehr Benninghaus eine hohe Dichte auf.

Kesslerer Mühle (B): Die zweite Probestelle lag am Wehr der Kesslerer Mühle in Lippetal (R 3438564, H 5725741, 69 m (Geogrid® Viewer)). Die Lippe ist in diesem Bereich technisch ausgebaut, unterliegt aber keiner thermischen Belastung. Die durchschnittliche Tiefe beträgt 1,80 m, oberhalb des Wehres gibt es jedoch zahlreiche Vertiefungen von bis zu 2,50 m. Direkt unterhalb des Wehres befindet sich ein tiefer Kolk, gefolgt von einer Flachwasserstrecke. Das Sohlssubstrat der Lippe besteht aus großen Mergeln, die nur wenig von Pflanzen bewachsen sind (eigene Beobachtung). Der Fluss hat hier eine gleichmäßige Wasserführung, mit einem Mittelwasserabfluss (MQ) von 23,0 m³/s (Bunzel-Drücke & Scharf 2004). Der Wasserstand der Pegelmessstation in Kesslerer

schwankte im Jahr 2009 zwischen 42 cm und 365 cm, mit einem Mittelwasserstand von 120 cm (LANUV 2010).

Wehr Uentrop (C): In Hamm Uentrop befindet sich das erste an der Lippe gelegene Kraftwerk (RWE Power AG). Die Proben wurden sowohl in der Kühlwasserfahne als auch in einem angrenzenden Schleusenbereich genommen, der nicht unmittelbar von der thermischen Belastung beeinflusst wird (R 3427521, Hoch 5, 64 m (Geogrid® Viewer)). Seit 2004 beträgt die maximale Aufwärmspanne 7°C (Bunzel-Drüke & Scharf 2004). Laut dem Lippeverband (2004) schwankt die Wassertemperatur der Lippe am Wehr Uentrop zwischen 7,6°C und 26,6°C im Jahresverlauf, mit einer durchschnittlichen Temperatur von 22,7°C. Dies ist im Jahresverlauf rund 8,1°C mehr als an der thermisch unbelasteten Messstelle Lippborg. Die Lippe ist im Bereich Hamm-Uentrop meist eingedeicht und ausgebaut (MUNLV 2008b) sowie mehr als 20 m breit und 2 m tief (Giebner 2009). Es konnten erhöhte Barium-, Kupfer-, Phosphor- und Zinkwerte nachgewiesen werden (MUNLV 2008a, MUNLV 2008b).

Wehr Buddenburg (D): Am Wehr Buddenburg in Lünen (R 2602451, H 5721563, 47 m (Geogrid® Viewer)) liegt das letzte der vier Großkraftwerke (Evonik, ehemals STEAG) der Lippe. An diesem Standort handelt es sich um eine kumulierte Wärmebelastung des Flusses. Giebner (2009) schätzte die Breite des Flusses im Bereich Lünen auf über 20 m, bei einer Tiefe von maximal 4 m. Oberhalb des Wehres wird Kühlwasser entnommen und direkt unterhalb zurück geleitet. Die Proben wurden genau in der Kühlwasserfahne und einige Kilometer flussabwärts genommen. Im Jahr 2003 wurde ein naturnaher Fischaufstieg installiert. In Lünen konnten erhöhte Werte für Kupfer sowie für Tributylzinn (Antifoulingmittel) und Idopamol (Röntgenkontrastmittel) nachgewiesen werden (MUNLV 2008b). Darüber hinaus wird die Lippe durch eine erhöhte Salinität aus dem Bergbau und die stärkste Abwasserkonzentration im Verlauf belastet (Buitkamp 2001).

Deichseitengraben (E): Der Deichseitengraben liegt im Stadtgebiet Hamm (R 3419735, H 5729538, 57 m (Geogrid® Viewer)). Der kleine Graben fließt vom Fährweg (Hamm) über ein großes Wiesengebiet und wird im weiteren Verlauf vom Abwasser einer Kläranlage gespeist. Unterhalb der Schleuse Hamm mündet er wieder in die Lippe. Die Breite des sehr langsam fließenden Flussabschnittes wurde auf 2,0 – 3,0 m geschätzt, die Tiefe auf 1,0 – 1,5 m. Die Ufervegetation ist sehr dicht und auch aquatische Makrophyten sind in großer Zahl vorhanden. Der Grund des Deichseitengrabens ist schlammig. Diese Probenahmestelle wird nicht durch die thermische Belastung des Hauptstroms beeinflusst (Giebner 2009).

Quabbe (F): Der zweite Sonderstandort in einem angrenzenden Nebengewässer der Lippe war die Quabbe (R 3433615, H 5726111, 65 m (Geogrid® Viewer)). Sie mündet im Stadtgebiet Lippborg-Lippstadt in die Lippe und gehört neben der Glenne zu ihren wesentlichen nördlichen Zuflüssen (Bunzel-Drüke & Scharf 2004). Die Quabbe selbst wird

vom Alpbach, dem Bröggelbach, dem Stockumer Bach und dem Dreinbach gespeist. Der Saprobien Index liegt im mäßigen Bereich (MUNLV 2008a). Die Fließgeschwindigkeit des Gewässers ist sehr langsam. Die Ufervegetation ist dicht und aquatische Makrophyten sind abundant vorhanden (Anhang III, Fototafel 2). Die Quabbe unterliegt keiner thermischen Belastung.

Tab. 1: Vergleich von Parametern der unterschiedlichen Probestellen in der Lippe. FG: Fließgeschwindigkeit, PS: Probestelle

Probestelle	PS A	PS B	PS C	PS D	PS E	PS F
Breite	15,0 m	20,0 m	20,0 m	20,0 m	2,0 m	2,0 m
Tiefe	1,8 m	4,0 m	2,0 m	4,0 m	1,0 m	1,0 m
FG	Mittel	Mittel	Hoch	Hoch	Gering	Gering
Ausbau	Renaturiert	Technisch ausgebaut	Technisch ausgebaut	Technisch ausgebaut	-	-
Belastung	unbelastet	unbelastet	Thermisch belastet	Thermisch/ organisch belastet, hohe Salinität	unbelastet	unbelastet

3.1.2 Die Werse

Die Werse ist ein 67 km langer Flachlandfluss mit einem oberirdischen Einzugsgebiet von 763 km² (StUA Münster 2004). Der Fluss entspringt in Beckum aus dem Zusammenfluss von Kollen-, Lipp- und Siechbach (Netzwerk Flur 2010). Zunächst fließt die Werse in westlicher, dann in nördlicher Richtung durch die Städte Ahlen, Drensteinfurt, Albersloh und Münster, wo sie nördlich in die Ems mündet (MUNLV & LUA 2001). Dabei überwindet der Fluss einen Höhenunterschied von 104 m (StUA Münster 2004). Die wichtigsten Nebenflüsse sind der Emmerbach, der auf Höhe Münster-Hiltrup in die Werse mündet, und die Angel, deren Mündung in Münster-Angelmodde liegt. Im Oberlauf der Werse gibt es erhebliche Schwankungen der Wasserhöhe. Im Sommer entsteht oft ein extremes Niedrigwasser, welches dazu führt, dass das Flusswasser weitgehend aus Kläranlagenabflüssen besteht (MUNLV & LUA 2001). Vielfältige anthropogene Einflüsse, wie beispielsweise Wehre, technischer Ausbau und Kläranlageneinleitungen, belasten den oberen Bereich der Werse (StUA Münster 2004). In den siebziger Jahren waren über 42 km (63%) des Flusslaufes technisch ausgebaut. Die Gewässergüte befand sich damals in der Klasse III-IV (stark verschmutzt bis übermäßig verschmutzt) (MUNLV & LUA 2001). Heute ist die Werse im Quellbereich renaturiert und die Wasserqualität verbesserte sich auf die GGK II (Netzwerk Flur 2010). Im Stadtbereich Beckum führen der Eutrophierungsgrad des Wassers sowie eine dezimierte Besiedlung durch Organismen des Makrozoobenthos zu einer Abwertung der Gewässergüte und einer Einstufung in die GGK III. Besonders ausschlaggebend hierfür ist das Fehlen von Coleoptera- und Trichopteralarven. Gründe für

das Besiedlungsdefizit könnten der technische Ausbau und eine hydraulische Belastung durch die Einleitung von Regenwasser sein. Von Beckum bis Albersloh wird die Gewässergüte in Klasse II-III eingestuft, von Albersloh bis zur ersten Rückstauung in Münster in GGK II. Der mittlere Abfluss (MQ) beträgt im Oberlauf (Pegel Ahlen) $0,60 \text{ m}^3/\text{s}$ und im Mittellauf (Albersloh) $3,02 \text{ m}^3/\text{s}$ (StUA Münster 2010). Im Stadtgebiet Münster ist der Flusslauf der Werse natürlich (Knab et al. 2000). Der Lauf wird jedoch durch drei Mühlenstau unterbrochen: Havichhorster Mühle, Sud- und Pleistermühle. Da die Wehre das Wasser stauen, ist die Fließgeschwindigkeit der Werse in diesem Bereich stark herabgesetzt (MUNLV & LUA 2001). So entsteht eine erhöhte Eutrophierung des Gewässers. Zudem konnte ein erhöhter TOC- (kommunales Abwasser), Gesamtphosphor- und Nitratstickstoff-Gehalt gemessen werden (LUA 2001). Aufgrund dieser Belastung aus der Landwirtschaft wird die Werse bei Münster in die chemische GGK III-IV eingestuft (Knab et al. 2000). Vor der Mündung in die Ems erreicht das Fließgewässer wieder die GGK II und auch die Nebengewässer weisen nur eine geringe Belastung auf (LUA 2001, MUNLV & LUA 2001). Um die Ergebnisse der Lippeproben in einen ökologischen Zusammenhang einordnen zu können, wurde die Werse im Stadtbereich Münster als Referenz für ein thermisch unbelastetes Gewässer ausgewählt. Die Probe wurde im Bereich Münster-Handorf, nördlich der Sudmühlenstraße, genommen. Die Werse ist hier zwar staugeregt, weist aber keine thermische oder andere nennenswerte Belastungen auf (Knab et al. 2000). Temperaturdaten aus dem Hauptstrom sind nicht bekannt, jedoch aus der Angel, kurz vor ihrer Mündung in die Werse. Im Jahr 2009 schwankte die Temperatur dort zwischen 0°C und 25°C (LANUV 2010). Die Fließgeschwindigkeit ist aufgrund des Rückstaus der schon erwähnten Wehre sehr gering (LUA 2001). Dies führt dazu, dass die Makroinvertebratenfauna eher der eines Stillgewässers als eines Fließgewässers ähnelt. Der Grund der Werse ist im Bereich der Probenahmestelle schlammig. Im Bereich Handorf konnten viele Vögel nachgewiesen werden, unter anderem zahlreiche Hausenten (*Anas platyrhynchos*), Blässhühner (*Fulica atra*) sowie sich reproduzierende Eisvögel (*Alcedo atthis*) (Mattes & Meier 2001). Die Werse ist somit den langsam fließenden, unbelasteten Nebengewässern der Lippe ähnlich.

3.2 Probenahme

Die Lippe wurde zwischen August 2008 und September 2009 dreimal per Elektrofischung beprobt (Sommer 2008 (S08), Winter 2008/09 (W09), Sommer 2009 (S09); siehe Tab. 2 & 3). Verwendet wurden die Gleichstrom-Elektrofischereigeräte des Typs EFKO FEG 8000 und DEKA 3000L. Als Kathode dient bei der Elektrofischerei ein Stahlseil, das im Rücken des Fischers im Wasser liegt, die Anode bildet der Fangkescher (Bunzel-Drüke & Scharf 2004). Um die beiden Pole entsteht ein begrenztes Stromfeld. Das Prinzip der Elektrofischerei beruht auf der Tatsache, dass Fische in einem Gleichstromfeld

zielgerichtet zur Anode schwimmen (Elektrotaxis). Zusätzlich löst die Kathode eine Scheuchwirkung in Richtung Anode aus. In unmittelbarer Nähe der Anode werden die Fische reversibel narkotisiert und können selektiv dem Gewässer entnommen werden. Nach der Beeinflussung durch das elektrische Feld kommen die Tiere schnell wieder zu Bewusstsein (IfB 2004). Da der Attraktionsradius in der Regel 1,5 – 2,0 m beträgt (Peter & Erb 1996) wurde je nach Wassertiefe entweder das Ufer vom Boot aus befischt oder eine Watbefischung mit Tragegerät durchgeführt.

Tab. 2: Detaillierte Übersicht über die Probenahme von *Rutilus rutilus* in der vorliegenden Untersuchung. A: Wehr Benninghausen, B: Kesseler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, EB: Elektrobefischung, F: Quabbe, H: Münster-Handorf.

Probe	Methode	Gewässer	PS	Datum	Anzahl Fische	Gesamtzahl
S08	EB	Lippe	A	12.08.08	35	153
	EB		B	-	-	
	EB		C	13.08.08	35	
	EB		D	11.08.08	35	
	EB		E	21.08.08	35	
	EB		F	21.08.08	13	
W09	EB	Lippe	A	-	-	65
	EB		B	-	-	
	EB		C	16.02.09	34	
	EB		D	-	-	
	EB		E	15.04.09	31	
	EB		F	-	-	
S09	EB	Lippe	A	25.08.09	35	134
	EB		B	26.08.09	2	
	EB		C	25.08.09	30	
	EB		D	02.09./10.09.09	32	
	EB		E	26.08.09	35	
	EB		F	-	-	
S10	Angel	Werse	H	19.09.10	42	42

In der vorliegenden Untersuchung wurde in einem Bereich von 350–600 Volt und 3–8 Ampère gefischt. Die gefangenen Exemplare wurden bis zum Erreichen des Ufers gehältert. Die lebendigen *R. rutilus* wurden mit einem Schlag auf den Kopf betäubt. Anschließend wurden mit einem desinfizierten Skalpell Abstriche an Kiemen und Rückenflossen durchgeführt. Das gewonnene Gewebe wurde auf einem desinfizierten Objektträger ausgestrichen und getrocknet. Anschließend wurden alle Fische waidgerecht getötet. In der Werse wurden am 19.09.2010 (S10) 44 *R. rutilus* unterschiedlicher Größenklassen im Rahmen eines Jugendangelns des Angelsportvereins (ASV) Hilstrup gefischt. Diese Fische wurden ebenfalls für kurze Zeit gehältert und anschließend waidgerecht getötet. Die Fischproben wurden bis zu 2 Stunden bei ca. 3°C gelagert und dann bei –20°C tiefgefroren.

Tab. 3: Detaillierte Übersicht über die Probenahme von *Perca fluviatilis* in der vorliegenden Untersuchung. A: Wehr Benninghausen, B: Kessler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, EB: Elektrobefischung, F: Quabbe.

Probe	Methode	Gewässer	PS	Datum	Anzahl Fische	Gesamtzahl
S08	EB	Lippe	A	12.08.08	21	88
	EB		B	-	-	
	EB		C	13.08.08	31	
	EB		D	11.08.08	12	
	EB		E	21.08.08	6	
	EB		F	21.08.08	18	
S09	EB	Lippe	A	25.08.09	17	78
	EB		B	26.08.09	10	
	EB		C	25.08.09	27	
	EB		D	02.09./10.09.09	21	
	EB		E	26.08.09	3	
	EB		F	-	-	

Insgesamt ergab sich ein Probenumfang von 560 Fischen. Die beiden Tabellen 2 & 3 geben eine genaue Übersicht über die einzelnen Probenahmen mit Angabe der gewählten Fangmethode, des Datums der Probenahme sowie der Anzahl der gefangenen Fische, zugeordnet zur jeweiligen Probenahme. Die verwendeten Bezeichnungen A-F und H für die einzelnen Probenahmestellen sowie S08, W09, S09 für die einzelnen Jahre der Probenahme werden auch im weiteren Verlauf der vorliegenden Arbeit verwendet.

3.3 Vergleichsuntersuchungen vorangegangener Arbeiten

Um in der vorliegenden Arbeit Rückschlüsse auf den Einfluss bestimmter biotischer und abiotische Faktoren eines Gewässers ziehen zu können, wurden die vorliegenden Ergebnisse mit denen vorangegangener Untersuchungen verglichen.

Tab. 4: Vergleichsprobenahmen aus NRW und Deutschland. n: Anzahl, NOK: Nord-Ostsee-Kanal, SK: Seitenkanal.

Fischart	Gebiet	Probe	n Fische	Referenz
<i>Rutilus rutilus</i>	Dörpfeldsee	Sommer 2006	35	Grabowski 2007
	Masurensee		10	
	Ruhr		35	
	Diergardt'scher SK		35	
<i>Rutilus rutilus</i>	Möhnetalsperre I	Frühjahr 2008	35	Pothmann 2009
	Sorpetalsperre	Winter 2007/08	35	
<i>Rutilus rutilus</i>	Rhein	Frühjahr 2009	40	Emde 2010
<i>Rutilus rutilus</i>	Möhnetalsperre II	Sommer 2009	35	Bley 2010
	Hennetalsperre	Sommer 2009	35	
	Versetalsperre	Herbst 2009	34	
<i>Rutilus rutilus</i>	Heidhornsee	Frühjahr 2009	35	Pikalov 2010
	Ödingteich	Herbst 2009	24	
	Tongrube	Herbst 2009	35	

Diese stammen aus verschiedenen Untersuchungen aus NRW und sind in Tabelle 4 aufgeführt.

3.4 Untersuchungsmethoden

3.4.1 Fischereibiologische Untersuchungen

Die zu untersuchenden Fische wurden auf 0,1 cm bzw. 0,001 g genau vermessen und gewogen (Waage: Sartorius BP310P). Die Standardlänge (SL), von der Basis der Schwanzflosse bis zu Spitze des Mauls, und die Totallänge (TL), von der Schwanzspitze bis zur Spitze des Mauls, sowie das Frischgewicht (FG) der Fische wurden ermittelt. Nachdem die inneren Organe entnommen wurden, wurde das Schlachtgewicht (SG) des Fisches auf 0,001 g genau ermittelt. Zusätzlich wurde die Leber trocken getupft und auf 0,001 g genau gewogen. Das Alter der Fische aus der Weise konnte anhand ihrer Schuppen annähernd bestimmt werden. Hierfür wurden Jahresringe von Schuppen unterhalb der Seitenlinie über dem Anus gezählt, die durch den unterschiedlichen Ernährungszustand der Fische im Winter bzw. Sommer entstehen.

Um den Fitnessstatus der Fische zu bewerten, wurde der **Konditionsfaktor** (K_{TL}/K_{SL}) ermittelt (Schäperclaus 1990). Dieser setzt die Länge des Fisches mit seinem Frischgewicht (FG) in Beziehung. Der Index wurde sowohl für die Standard- (K_{SL}) als auch für die Totallänge (K_{TL}) berechnet, da es mehrmals zu Verletzungen der Schwanzflosse kam.

$$K_{TL} = \frac{FG}{TL^3} \times 100$$

$$K_{SL} = \frac{SG}{SL^3} \times 100$$

Außerdem wurde der Konditionsfaktor für das Schlachtgewicht in Bezug zur Totallänge ($K_{SG/TL}$) sowie das Frischgewicht abzüglich des Magengewichts (K_{FG-MG}) berechnet.

$$K_{SG/TL} = \frac{SG}{TL^3} \times 100$$

$$K_{FG-MG} = FG - \frac{MG}{SG^3} \times 100$$

Zusätzlich wurde der **Hepatosomatische Index** (HSI) der Fische berechnet (Schäperclaus 1990). Dieser wird als Indikator für Stress herangezogen. Sind die Fische belastet, beispielsweise mit Schadstoffen, steigt die Enzymtätigkeit der Leber, welches an ihrem Gewicht zu erkennen ist. Der Hepatosomatische Index berechnet sich aus dem Verhältnis des Lebergewichtes (LG) zum Frischgewicht (FG) des Fisches.

$$HSI = \frac{LG}{FG} \times 100$$

Zusätzlich wurde der HSI mithilfe des Schlachtgewichts berechnet.

$$HSI_{SG} = \frac{LG}{SG} \times 100$$

3.4.2 Parasitologische Untersuchungen der Fische

Die tiefgefrorenen Fische wurden zunächst bei einer Temperatur von 2 – 5°C schonend aufgetaut. Flossen, Kiemen, Mundhöhle sowie Oberfläche und Operculi der Fische wurden makroskopisch auf Ektoparasiten untersucht. Die Leibeshöhle des Fisches wurde durch einen Fensterschnitt geöffnet. Die Kiemenbögen, sämtliche innere Organe und die Augen wurden entnommen und in 0,9%ige Kochsalzlösung (NaCl-Lösung) überführt. Nach der Separation der Organe wurden diese einzeln unter einem Durchlicht-Binokular (Olympus SZH10) bei 1,5 – 7,0facher Vergrößerung auf Parasiten untersucht. Die so isolierten Parasiten wurden in Gewinde-Präparatgläsern mit Schraubdeckel (Schütt Labortechnik Deutschland) in 70%igem Ethanol + 4%igem Glycerin (Roth, Karlsruhe) aufbewahrt.

Die Parasiten der Taxa Digenea, Monogenea, Cestoda, Acanthocephala und Crustacea wurden mit einer Salzsäure-Carmin-Färbung nach Mayer-Schuberg angefärbt (siehe Palm 2004). Die Herstellung eines Dauerpräparates erfolgte nach Palm (2004) mit Kanadabalsam. Parasiten der Klasse Nematoda wurden mithilfe von Glycerin aufgeheilt. Dafür wurden sie in einem Gemisch aus 70%igem EtOH und 4%igem Glycerin für 12 Stunden bei 37°C inkubiert (Wärmeschrank: Heraeus T 12). Bei dieser Prozedur wird dem Parasiten Wasser entzogen und das Glycerin dringt in das Gewebe ein. Durch einen veränderten Brechungswinkel wird der Parasit aufgeheilt und die inneren Organe sind besser zu erkennen. Für die Herstellung eines Dauerpräparates wurde der Parasit in einem Tropfen Glycerin positioniert und unter einem Deckgläschen mit Granopent® “P“ Plättchen (Roth, Karlsruhe) durch Schmelzen bei 60°C (Heizplatte: Typ SP12 von MEDAX) versiegelt.

Die Färbung der Kiemen- und Flossenabstriche erfolgte nach einer abgewandelten Methode der trockenen Silberimprägnierung von Klein (1926, 1958). Die gefärbten Abstriche konnten nach dem Trocknen bei zehnfacher Vergrößerung unter dem Mikroskop (Olympus BH-2 mit Nomarski) auf protozoische Ektoparasiten untersucht werden. Objektträger mit positivem Befund wurden mit Eukitt (Roth, Karlsruhe) zu einem Dauerpräparat versiegelt.

3.4.3 Parasitologische Auswertungsverfahren

Um die parasitologischen Ergebnisse vergleichbar zu machen, wurden verschiedene Parameter berechnet:

Parasitologische Standard-Indices (nach Bush et al. 1997):

Prävalenz ($P_{[\%]}$): Die Prävalenz bestimmt den prozentualen Anteil der infestierten Fische innerhalb einer Probe.

$$P_{[\%]} = \frac{n_{Fb}}{N_F} \times 100$$

n_{Fb} = Anzahl der befallenen Fische

N_F = Gesamtzahl der insgesamt untersuchten Fische

Nach Hanski (1982) ist eine Kernart, eine Parasitenart, die mit einer Prävalenz von 60% bis 100% im Wirtstier vorkommt. Eine Satellitenart hat eine Prävalenz von 40% bis 60%.

Intensität (I): Anzahl der nachgewiesenen Parasiten einer Art pro Fisch (als Bereich).

Mittlere Intensität (mI): Die mittlere Intensität gibt die durchschnittliche Infestationsrate der befallenen Fische an.

$$mI = \frac{n_{pi}}{n_{Fb}}$$

n_{pi} = Anzahl der nachgewiesenen Parasiten einer Art

n_{Fb} = Anzahl der befallenen Fische

Bei den trichodinen Ciliaten und bei Myxozoa spp. wurde die mittlere Dichte berechnet, die sich aus der Individuenzahl pro Flächeneinheit ergibt, da die Gesamtzahl der Individuen nicht erfasst werden konnte.

Zusätzlich wurde das **Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis (E/E (R))** nach Palm et al. (2011) berechnet.

Diversitätsindices:

Shannon-Wiener Index (H'): Der Shannon-Wiener Index beschreibt die Artenvielfalt/Diversität in einem Untersuchungsgebiet. Die Werte können zwischen 0 und 4,6 liegen. Je höher der Wert ist, desto mehr Parasitentaxa kommen in dem Wirt vor. In der vorliegenden Arbeit wurde H' nur für metazoische Endoparasiten berechnet. Auch Myxozoa spp. konnten nicht beachtet werden, da die Gesamtzahl der Individuen nicht erfasst werden konnte.

$$H' = \sum_{i=1}^s (p_i \times \ln p_i)$$

s = Gesamtartenzahl im Untersuchungsgebiet

p_i = relative Häufigkeit der einzelnen Arten der Gesamtindividuenzahl: $\frac{n_i}{N}$

n_i = Individuenzahl der Art n im Untersuchungsgebiet

N = Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet

Simpson Index (D): Dieser Index beschreibt, mit welcher Wahrscheinlichkeit zwei Individuen derselben Art angehören. Der Simpson Index ist negativ mit der Diversität korreliert und wird in der vorliegenden Arbeit in der reziproken 1/D Form angegeben. Je höher also das Ergebnis ist, desto geringer ist die berechnete Wahrscheinlichkeit. D wurde nur für metazoische Endoparasiten angegeben. Auch Myxozoa spp. konnten nicht beachtet werden, da die Gesamtzahl der Individuen nicht erfasst werden konnte.

$$D = \frac{1}{\sum_{i=1}^s \left(\frac{n_i}{N}\right)^2}$$

n_i = Individuenzahl der Art n im Untersuchungsgebiet

N = Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet

Dominanzindices:

Evenness (E): Die Evenness berechnet sich über den Shannon-Wiener Index, indem der Quotienten der berechneten Diversität und der maximalen Diversität berechnet wird. Dieser Wert beschreibt den Grad der Gleichverteilung der einzelnen Parasitenarten. Dominiert nur eine Art im Untersuchungsgebiet so sinkt der Wert gegen null, sind alle Arten gleichmäßig verteilt ergibt der Wert eins. In der vorliegenden Arbeit wurde E nur für metazoische Endoparasiten berechnet. *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. konnten nicht beachtet werden, da die Gesamtzahl der Individuen nicht erfasst werden konnte.

$$E = \frac{H'}{\ln s}$$

H' = Shannon-Wiener Index

s = Gesamtartenzahl im Untersuchungsgebiet

Berger-Parker Index (BP): Der Berger-Parker Index beschreibt den Grad der Dominanz, der am häufigsten auftretenden Art, bezogen auf die Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet/Wirt. *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. konnten nicht beachtet werden, da die Gesamtzahl der Individuen nicht erfasst werden konnte.

$$BP = \frac{N_{max}}{N}$$

N_{max} = Individuenzahl der am häufigsten auftretenden Art

N = Individuenzahl im Untersuchungsgebiet

Similaritätsindices:

Jaccard Index (IS_J): Der Jaccard Index vergleicht die Befallsähnlichkeit verschiedener Wirtspopulationen miteinander. Der Index ist ein qualitatives Vergleichsmaß der Artenanzahl. Dieser Index wurde nicht für ektoparasitische Protozoa berechnet.

$$IS_J = \frac{S_{I-II}}{S_I + S_{II} + S_{I-II}}$$

S_{I-II} = Zahl der Parasitenarten, die sowohl in Wirtspopulation I, als auch in Wirtspopulation II vorkommen

S_I = Zahl der Parasitenarten, die nur in Wirtspopulation I vorkommen

S_{II} = Zahl der Parasitenarten, die nur in Wirtspopulation II vorkommen

Sörensen Index (IS_S): Der Sörensen Index bewertet die Ähnlichkeiten des Befalls der zu vergleichenden Wirtspopulationen höher als der Jaccard-Index (Hobohm 2000).

$$IS_S = \frac{2 \times S_{I-II}}{2 \times S_I + S_{II} + S_{I-II}}$$

S_{I-II} = Zahl der Parasitenarten, die sowohl in Wirtspopulation I, als auch in Wirtspopulation II vorkommen

S_I = Zahl der Parasitenarten, die nur in Wirtspopulation I vorkommen

S_{II} = Zahl der Parasitenarten, die nur in Wirtspopulation II vorkommen

3.4.3.1 Statistische Analysen

Um die Datenverteilung einer Stichprobe darzustellen und zu bewerten, wurden verschiedene statistische Analysemethoden angewandt.

Arithmetisches Mittel (\bar{x}): Das arithmetische Mittel berechnet sich aus dem Quotienten aller auftretender Werte und deren Anzahl.

$$\bar{x} = \frac{1}{n} \times \sum_{i=1}^n x_i$$

n = Stichprobenumfang

x_i = Messwert

Standardfehler des arithmetischen Mittels (σ): Der Standardfehler gibt die theoretische Streubreite des Stichprobenmittelwertes an (Koschack 2008).

$$\sigma(\bar{x}) = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$$

σ^2 = Varianz der Grundgesamtheit

σ = Standardabweichung

n = Stichprobenumfang

Die statistischen Analysen wurden mit Hilfe der Programme SPSS (Version 15.0.1 für Windows, SPSS Inc., 1989 – 2006), Statistica (Version 9, StatSoft Inc.) und Primer (Version 6.1.11 für Windows, Primer-E Ltd.) durchgeführt.

Um die erhobenen Daten auf eine Normalverteilung zu testen, wurde ein **Shapiro Wilke's W Test** angewandt. Im Falle einer Normalverteilung sowie einem ausreichenden Stichprobenumfang von mindestens zehn Individuen einer Parasitenart wurden folgende statistische Tests durchgeführt:

Univariate statistische Methoden:

Chi-Quadrat-Test: Bei einem Chi-Quadrat-Test wird die Unabhängigkeit von zwei kategorial-skalierten Variablen getestet. Grundlage für diesen Test ist eine Stichprobe mit n Beobachtungen (Elsner 2009).

ANOVA: Varianzanalysen sind die Erweiterung eines T-Tests, da mehr als zwei Datengruppen betrachtet werden. Bei der einfaktoriellen Varianzanalyse (ANOVA) wird eine abhängige Variable mit drei und mehr Gruppenmittelwerten verglichen. Bei der mehrfaktoriellen ANOVA werden mehrere abhängige Variablen mit Gruppenmittelwerten verglichen (Elsner 2009).

Multivariate statistische Methoden:

Bei multivariablen statistischen Methoden werden Daten auf der Basis der Artenzusammensetzung in einem Koordinatensystem dargestellt. Ähnlichkeiten werden hierbei in einem Diagramm dargestellt, indem der multidimensionale Raum ohne Informationsverlust auf wenige Dimensionen reduziert wird. Je weiter Datenpunkte dabei voneinander entfernt liegen, desto unähnlicher sind sich diese. Als Produkt entsteht ein Diagramm, welches die Ähnlichkeit zweier Artenzusammensetzungen aufzeigt, wobei häufige Arten höher gewichtet werden. Verwendet wurde der Bray-Curtis Index mit transformierten Daten (vierte Wurzel) (Kleinertz 2010).

Cluster-Analyse: Bei der Cluster-Analyse werden nah beieinander liegende Beobachtungen in Gruppen/Wolken zusammengefasst, so dass eine Distinktion möglich wird. Dargestellt wird die Gruppierung in einem Dendogramm (Elsner 2009).

MDS Plots: MDS Plots sind multidimensionale Skalierungen, bei denen Abundanzdaten transformiert werden (vierte Wurzel), um den Einfluss von hoch abundanten Arten herabzusetzen. Die Qualität der Skalierung wird dargestellt durch den Stress-Wert. Liegt dieser unter 0,2 bedeutet dies eine weitgehend realistische Darstellung, unter 0,05 eine exzellente Darstellung. Bei Werten über 0,2 sind die Abstände im Diagramm nicht vertrauenswürdig (Kleinertz 2010).

ANOSIM: ANOSIM ist eine Analyse von Ähnlichkeiten (Analysis of Similarities), bei der Signifikanzen zwischen Datengruppen berechnet werden. Der R-Wert gibt dabei die Unterschiede zwischen und innerhalb der Werte an. Der Wert kann zwischen -1 und +1 liegen. Ein Wert von -1 bedeutet, dass ähnliche Datenpunkte außerhalb der Gruppe liegen, 0 bedeutet, dass kein Unterschied vorliegt und +1 bedeutet einen großen, signifikanten Unterschied (Kleinertz 2010).

SIMPER: SIMPER ist eine Analysemethode um zu entscheiden, welche Taxa/Arten für eine vorher festgestellte Unterscheidung verantwortlich sind. Ein „cut-off-level“ liegt dabei bei 90%.

Die statistischen Analysemethoden wurden in der vorliegenden Arbeit in Kombination angewendet.

3.4.3.2 Visuelle Integration (Stargraph)

Um Unterschiede im ökologischen Status verschiedener Gewässer in NRW bildlich darzustellen, wurde die Methode des Stargraphen nach Palm & Rückert (2009) zur visuellen Integration verwendet. Verschiedene parasitologische Parameter wurden berechnet und nach Bell & Morse (2003) in einem sternförmigen System angeordnet und abgebildet. Je weiter außen ein Wert liegt, desto positiver ist er zu bewerten. Für die einzelnen Parameter wurden Schwellenwerte festgelegt, um zwischen naturnahen, angemessenen und schlechten ökologischen Bedingungen zu unterscheiden. Kleinertz (2010) sowie Palm et al. (2011) haben die visuelle Integration auf indonesische Küstengewässer angewandt und um weitere indikative Parameter erweitert. In der vorliegenden Arbeit sollte dieses System nun auf Bedingungen des Süßwassers übertragen werden. Erscheint ein Parameter in der Darstellung in verblasster Schrift, weist dies darauf hin, dass die Werte nicht berechnet werden konnten. Zusätzlich wurden Tests zur Regionalität und Annualität durchgeführt. In einem ersten Analyseschritt wurde die Skalierung von Kleinertz (2010) übernommen. Um zu genaueren Ergebnissen zu gelangen, wurde diese jedoch speziell an nordrhein-westfälische Gewässer angepasst.

3.4.4 Nahrungsökologische Untersuchungen

Nachdem der Magen bzw. Darm der Fische entleert wurde, wurde dieser auf 0,001 g genau gewogen. Anschließend erfolgte eine nahrungsökologische Untersuchung. Dazu

wurden die Nahrungsbestandteile bestimmt, sortiert und nach Taxa getrennt gewogen. Des Weiteren wurde dokumentiert wie viele Mägen/Därme einer Probe Nahrung enthielten. Die Nahrungsbestandteile wurden in 70% EtOH gelagert.

Um Rückschlüsse auf das Nahrungsverhalten der Fische ziehen zu können, wurden folgende Berechnungen durchgeführt (Hyslop 1980):

Prozentuales Vorkommen (Frequency of occurrence, $F_{[\%]}$): gibt an, wie häufig ein Nahrungsbestandteil i in den Mägen/Därmen mit vorhandener Nahrung auftrat.

$$F_{[\%]} = \frac{M_i}{M_G} \times 100$$

M_i = Summe der Mägen/Därme, die Nahrungsbestandteil i enthielten

M_G = Summe aller Mägen/Därme, die Nahrung enthielten

Prozentualer Gewichtsanteil (Weight percentage of prey, $W_{[\%]}$): gibt an, welchen Gewichtsanteil der Nahrungsbestandteil i am Gesamtgewicht der Nahrung ausmachte.

$$W_{[\%]} = \frac{W_i}{W_G} \times 100$$

W_i = Gewicht (g) des Nahrungsbestandteils i in den untersuchten Mägen/Därmen

W_G = Gewicht aller Nahrungsbestandteile in den untersuchten Mägen/Därmen

Prozentuale Anzahl (Numerical percentage of prey, $N_{[\%]}$): gibt an, wie groß der Anteil ist, den der Nahrungsbestandteil i in der Gesamtzahl der Nahrung ausmachte.

$$N_{[\%]} = \frac{N_i}{N_G} \times 100$$

N_i = Anzahl des Nahrungsbestandteils i in den untersuchten Mägen/Därmen

N_G = Anzahl aller Nahrungsbestandteile in den untersuchten Mägen/Därmen

Index der relativen Bedeutung (Index of relative importance, IRI): beschreibt die Gesamtbedeutung des Nahrungsbestandteils i , da er die Indices $F_{[\%]}$, $W_{[\%]}$ und $N_{[\%]}$ zusammenfasst.

$$IRI = (N_{[\%]} + W_{[\%]}) \times F_{[\%]}$$

3.4.5 Untersuchungen der Zwischenwirte

Da Crustacea im Lebenszyklus vieler Parasitenarten eine große Rolle spielen, wurden in der vorliegenden Arbeit Amphipoda verschiedener Arten parasitologisch untersucht. Die Probennahme erfolgte am 14. Oktober 2010 am Wehr Buddenburg (D) mit Hilfe der „Kick-sampling“ Methode, bei der das Substrat mit den Füßen aufgewirbelt wird um die flüchtenden Crustacea mit einem Kescher einzufangen (Storey et al. 1991). Die Amphipoda wurden von pflanzlichem Substrat sowie von Steinen befreit. Jeweils 200 Exemplare wurden

mit etwas Wasser bei -20°C tiefgefroren. Am Untersuchungstag wurde die Probe zunächst schonend aufgetaut. Anschließend konnten die Amphipoda mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Eggers & Martens (2001, 2004) bis auf Artniveau bestimmt werden. Die parasitologische Untersuchung erfolgte durch ein vorsichtiges Zerpfücken, wodurch Parasitenlarven sichtbar wurden. Die isolierten Larvenstadien der Acanthocephala wurden bis zur molekularbiologischen Analyse in 100% EtOH aufbewahrt.

Molekularbiologische Untersuchung: Um die Parasitenlarven zu bestimmen, wurden am „Biodiversität und Klima Forschungszentrum“ in Frankfurt am Main (BiK-F) molekularbiologische Untersuchungen durchgeführt. Es wurden Sequenzanalysen der ribosomalen RNA (rDNA, 18S-/ITS-1-/5,8S-/ITS-2-/28S-Region) durchgeführt.

DNA-Isolation: Um den Parasiten eindeutig zu identifizieren, wurde dessen DNA mithilfe des PeqGold MicroSpin Tissue DNA Kit (Peqlab Biotechnologie GmbH, Erlangen) nach Anweisung isoliert.

Polymerase-Kettenreaktion (PCR): Um die im ersten Schritt gewonnene DNA zu vervielfältigen, wurde eine PCR durchgeführt. Dabei wurden mithilfe einer hitzeresistenten Taq-Polymerase bestimmte DNA-Bereiche selektiv amplifiziert. Einzelsträngige Oligonukleide (Primer) flankierten diesen Bereich. Eine PCR besteht aus folgenden drei Teilschritten. Zuerst erfolgt eine Denaturierung, bei der durch Erhitzen ($92 - 98^{\circ}\text{C}$) die doppelsträngige Template-DNA getrennt wird. Bei einer anschließenden Abkühlung auf 70°C binden die Primer an die komplementären Regionen der einzelsträngigen DNA. Als dritter Schritt erfolgt die Polymerisation. Beim Erkalten auf 4°C führt die Taq-Polymerase eine Synthese in $5' - 3'$ -Richtung aus. Tabelle 5 zeigt die genaue Zusammensetzung der PCR-Ansätze. Zur Amplifizierung wurde eine „Hot Start“-Tq-DNA-Polymerase aus dem Bakterium *Thermus aquaticus* in einer fertigen Mischung „PeqGOLD Hot Start-Mix Y“ (PeqLab Biotechnologie GmbH, Erlangen) verwendet. Nach ca. 30 PCR-Zyklen liegt im Regelfall ausreichend Produkt vor um mit weiteren Analysen fortfahren zu können.

Tab. 5: Zusammensetzung der verwendeten PCR-Ansätze (Verändert nach Verweyen 2009).

Komponente	Volumen [μl]	Endkonzentration
DNA	5	$\sim 100 \text{ ng}$
Taq-Polymerase	15	0,75 U
Primer vorwärts	3	0,3 μM
Primer rückwärts	3	0,3 μM
MgCl_2	1	0,5 μM
ddH ₂ O	3	-

In Tabelle 6 ist die genaue Durchführung der PCR-Reaktion zusammengefasst. Angegeben ist die verwendete Temperatur, Zeitspanne sowie die Anzahl der Zyklen.

Tab. 6: Durchführung der PCR-Reaktion der ITS-Region (Verändert nach Verweyen 2009). min: Minuten.

Phase	Temperatur	Zeitspanne [min]	Zyklen
Primäre Denaturierung	94°C	5	1x
Denaturierung	94°C	1	
Primer-Annealing	55°C	1	35x
Primer-Extension	72°C	3	
Finale Primer-Extension	72°C	3	1x

Die verwendeten Primer wurden durch den Vergleich der spezifischen Regionen (18S/28S) verschiedener Acanthocephala ermittelt (Verweyen 2009). Die passenden DNA-Oligonukleotide wurden von der Firma MWG-Biotech AG (Erlangen) synthetisiert und sind in Tabelle 7 aufgeführt.

Tab. 7: Parameter der verwendeten PCR-Primer der ITS-Regionen (Verändert nach Verweyen 2009). T_m: mittlere Schmelztemperatur.

Bezeichnung	Sequenz	Konzentration [pmol/µl]	T _m [°C]
Vorwärts	5'-CCTGCCCTTTGTACACACC-3'	100	58,8
Rückwärts	5'-GGCATAGTTCACCATCTTTCG-3'	100	57,9

Konzentrationsbestimmung der DNA: Um die Reinheit und die Konzentration des Produktes zu überprüfen, wurden Messungen in einem Spektralphotometer (Beckmann DU-640, München) bei einer Wellenlänge von $\lambda=260$ nm und $\lambda=280$ nm durchgeführt. Der Absorptionsbereich von Nukleinsäuren liegt zwischen 260 nm – 280 nm, weshalb der Quotient der Messergebnisse als Maß für die Reinheit einer Probe gilt.

Da der DNA-Gehalt der Probe zu gering war, konnte keine Sequenzierung und molekularbiologische Datenauswertung der Acanthocephala-Larven erfolgen.

3.5 Dokumentation

Die Parasiten wurden mithilfe eines Mikroskops (Olympus BH-2), mit Phasen- und Interferenzkontrast untersucht und dokumentiert. Mit einem Zeichentubus wurden bei 32facher bis 200facher Vergrößerung Zeichnungen angefertigt. Die fotografische Darstellung erfolgte über einen Fotoaufsatz mit Digitalkamera (Olympus E-420). Zum Vermessen der Parasiten wurde zusätzlich ein Objektmikrometer verwendet.

4 Ergebnisse

4.1 Fischereibiologische Befunde

In der vorliegenden Arbeit wurden insgesamt 560 Fische (*Rutilus rutilus*, *Perca fluviatilis*) aus dem Lippesystem und der Werse (NRW) parasitologisch sowie nahrungsökologisch untersucht. Tabelle 8 gibt einen Überblick über die ermittelten Größen und Gewichte sowie über die Geschlechterverteilung der untersuchten Fische aus der Lippe.

Tab. 8: Geschlechterverteilung, Größen (TL, SL) und Gewichte (FG, SG, LG) der Fische aus der Lippe, zugeordnet zu den Probenahmen und -jahren. A: Wehr Benninghausen, B: Kessler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, F: Quabbe, FG: Frischgewicht, j: juvenil, LG: Lebergewicht, m: männlich, PN: Probenahme, PS: Probenahmestelle, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, w: weiblich.

Art	m	w	j	PS	PN	SL [cm]	TL [cm]	FG [g]	SG [g]	LG [g]
<i>Rutilus rutilus</i>	10	22	3	A	S08	14,0 (7,9-31,7)	16,6 (9,2-27,1)	68,0 (8,6-475,0)	58,4 (8,4-400,0)	1,0 (0,1-3,9)
	17	18	0	A	S09	16,1 (12,0-20,1)	19,5 (14,8-24,4)	108,5 (39,6-225,4)	94,4 (35,3-187,0)	1,5 (0,3-3,6)
	0	0	2	B	S09	8,5 (8,0-9,0)	10,4 (9,9-10,8)	13,0 (10,3-15,6)	11,3 (9,0-13,6)	0,2 (0,1-0,2)
	18	17	0	C	S08	11,4 (8,6-19,2)	13,8 (10,0-21,1)	31,0 (10,8-70,2)	26,8 (9,7-88,5)	0,3 (0,02-1,5)
	14	16	4	C	W09	12,2 (8,3-18,4)	15,0 (10,5-23,1)	39,2 (8,8-162,0)	33,2 (7,8-138,5)	0,4 (0,1-1,6)
	21	9	0	C	S09	11,9 (8,5-19,9)	14,7 (10,2-22,3)	48,7 (11,2-224,2)	41,8 (10,1-182,2)	0,5 (0,04-1,9)
	17	18	0	D	S08	11,2 (9,9-18,7)	13,7 (11,0-22,9)	28,4 (16,1-148,8)	24,6 (13,2-129,0)	0,3 (0,1-1,9)
	14	13	5	D	S09	11,9 (6,0-14,5)	14,6 (7,8-18,0)	43,0 (4,5-79,9)	37,2 (4,0-67,9)	0,5 (0,03-0,9)
	20	12	3	E	S08	12,5 (9,0-20,6)	14,8 (11,5-22,1)	48,5 (14,5-144,9)	41,4 (12,6-125,3)	0,7 (0,1-2,4)
	24	7	0	E	W09	12,3 (8,0-19,1)	15,5 (10,3-24,4)	50,5 (9,8-176,9)	41,7 (8,7-137,8)	0,4 (0,1-1,5)
	10	25	0	E	S09	12,5 (9,3-20,0)	15,4 (7,8-18,0)	57,2 (10,2-199,0)	50,1 (12,4-165,3)	0,8 (0,03-3,5)
	3	10	0	F	S08	10,1 (7,1-13,6)	12,5 (9,0-16,9)	22,2 (6,8-53,4)	19,4 (5,8-47,4)	0,2 (0,1-0,4)
<i>Perca fluviatilis</i>	12	9	0	A	S08	13,7 (10,8-16,1)	15,6 (12,9-19,4)	50,2 (20,1-91,3)	45,4 (18,4-80,5)	0,5 (0,2-0,9)
	4	9	4	A	S09	10,8 (6,6-14,6)	12,5 (7,4-16,0)	30,6 (5,1-69,3)	27,0 (4,4-60,9)	0,4 (0,1-0,9)
	1	5	4	B	S09	10,7 (7,0-14,2)	12,4 (8,3-16,9)	27,9 (5,9-53,6)	25,1 (5,2-49,3)	0,3 (0,1-0,6)
	7	24	0	C	S08	12,2 (6,3-17,7)	14,1 (7,2-19,4)	35,7 (3,9-101,9)	32,9 (3,4-93,7)	0,3 (0,03-0,8)
	10	17	0	C	S09	11,4 (8,0-15,4)	13,4 (9,5-17,9)	30,8 (9,5-81,1)	28,0 (8,5-75,5)	0,3 (0,04-0,6)
	5	7	0	D	S08	12,6 (6,8-17,2)	14,9 (8,8-19,9)	52,3 (7,5-135,7)	47,8 (5,9-125,7)	0,5 (0,1-0,9)
	13	7	1	D	S09	14,9 (8,7-21,5)	17,1 (10,2-24,4)	79,1 (10,2-24,4)	72,2 (12,7-209,8)	0,6 (0,1-2,4)
	1	5	0	E	S08	14,9 (11,4-22,6)	17,9 (13,5-26,2)	69,5 (30,5-170,2)	64,4 (28,5-159,2)	0,7 (0,3-1,6)
	1	2	0	E	S09	10,4 (7,2-16,3)	12,0 (8,3-18,6)	39,5 (7,8-100,3)	36,5 (7,0-92,8)	0,3 (0,1-0,8)
	6	12	0	F	S08	10,9 (8,9-12,6)	12,8 (10,9-14,4)	23,7 (12,4-35,4)	21,4 (11,2-31,7)	0,2 (0,1-0,4)

Die kleinsten und leichtesten Fische stammten von der unbelasteten Probestelle Kessler Mühle (B) aus dem Sommer 2009. Diese Fische besaßen auch das geringste Lebergewicht. Die größten und schwersten *R. rutilus* mit dem höchsten Lebergewicht stammten von der obersten Probestelle, dem Wehr Benninghausen (A), ebenfalls aus dem Sommer 2009. Bei *P. fluviatilis* wurden die größten und schwersten Exemplare im Sommer 2008 im Deichseitengraben gefangen. Die Geschlechterverteilung setzte sich aus 44% männlichen, 51% weiblichen und 5% juvenilen Tieren zusammen. Tabelle 9 enthält Daten über die ermittelten Gewichte sowie die Geschlechterverteilung und das Alter der Fische, ermittelt über eine Schuppenanalyse, aus der Welse, unterteilt in die unterschiedlichen Größenklassen.

Tab. 9: Geschlechterverteilung, Größen (SL, TL) und Gewichte (FG, SG, LG) von *Rutilus rutilus* aus der Welse (S10H), in vier Größenklassen unterteilt. FG: Frischgewicht, GK: Größenklasse (in cm), j: juvenil, LG: Lebergewicht, m: männlich, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, w: weiblich.

m	w	j	GK	Alter	SL [cm]	TL [cm]	FG [g]	SG [g]	LG [g]
4	6	3	8-10	2+ (2+)	8,9 (8,0-9,5)	11,0 (10,0-11,9)	17,6 (11,8-24,3)	15,3 (9,8-20,6)	0,3 (0,1-1,0)
3	4	0	10-12	3+ (2-4+)	11,2 (10,5-12,0)	13,9 (12,8-15,4)	38,3 (24,2-53,0)	33,3 (21,0-47,2)	0,5 (0,2-1,6)
3	7	0	12-14	4+ (3-5+)	13,1 (12,1-14,0)	16,3 (14,4-17,6)	63,1 (42,8-80,3)	53,9 (38,4-67,9)	0,9 (0,5-1,5)
0	12	0	> 14	5+ (4-6+)	14,9 (14,1-16,1)	18,3 (17,1-16,1)	87,5 (67,1-113,6)	74,2 (57,5-102,1)	1,0 (0,8-1,4)

Das Alter und Gewicht der Fische nahm mit deren Größe zu. Dazu kam es zu Überlappungen des Alters in aufeinanderfolgenden Größenklassen. Die Welseprobe setzte sich aus 24% männlichen, 69% weiblichen und 7% juvenilen Tieren zusammen. Bei den Fischen über 14 cm wurden nur Weibchen gefangen und untersucht.

Der **Konditionsfaktor** wurde bestimmt, um die Fitness der untersuchten Fische zu ermitteln. In diesem Kapitel werden die Ergebnisse des K_{TL} und des K_{SL} beispielhaft vorgestellt. Die Abbildung 3 zeigt die errechneten Ergebnisse für *R. rutilus* im Vergleich sämtlicher Probenahmen. Innerhalb der Lippeproben war der Wert aus dem Sommer 2009 an der unbelasteten, renaturierten Probestelle Wehr Benninghausen (A) am höchsten (1,364/2,148). An der nächsten Probestelle flussabwärts, der Kessler Mühle, fiel der Wert nur leicht ab. Am Wehr Buddenburg (C) wurde im Winter 2009 der geringste Konditionsfaktor ermittelt (0,977/1,598). Die Differenz zwischen der unbelasteten Probestelle (A) und dem thermisch belasteten Bereich am Wehr Uentrop war statistisch belegbar, es zeigte sich ein hochsignifikanter ($p < 0,001$) Unterschied. Der berechnete Standardfehler variierte jedoch zwischen 0,079 und 0,330. Im Sommer 2009 unterschied sich der Konditionsfaktor der Fische vom unbelasteten Wehr Benninghausen (A) von der vom thermisch belasteten Wehr Buddenburg (D) ebenfalls signifikant ($p = 0,036$). Dieser Standort weist zusätzlich eine erhöhte Salinität auf. Die Proben der Standorte A, C und D unterschieden sich

hochsignifikant ($p < 0,001$) voneinander zwischen den Jahren 2008 und 2009. Ebenso konnte zwischen den Proben vom Sommer und Winter 2009 (C, E) hochsignifikant unterschieden werden ($p < 0,001$). Da die ermittelten Werte normalverteilt waren und der Leven's Test eine Homogenität der Daten bestätigte ($p < 0,05$), konnte zusätzlich eine univariate ANOVA mit anschließendem Post-hoc Test (Tukey-HSD) durchgeführt werden. So sollte der festgestellte Unterschied zwischen den Ergebnissen der Probestellen und -jahre überprüft werden. Vor allem der Unterschied des K_{TL} zwischen den Probejahren wurde statistisch bestätigt. Innerhalb der Sommerprobe 2008 sowie der Winterprobe 2009 konnten keine signifikanten Unterschiede in der Kondition der Fische verschiedener Standorte beobachtet werden. Eine Sonderstellung nahm die Probe aus der Werse ein (S10H). Die Konditionsfaktoren der Fische aus der Werse waren deutlich höher ($K_{TL}: 1,387/K_{SL}: 2,608$) als die aus der Lippe. Die Werse war gegenüber sämtlichen Proben, außer der vom unbelasteten, renaturierten Wehr Benninghausen (A), signifikant bis hochsignifikant unterschiedlich ($p < 0,001-0,032$).

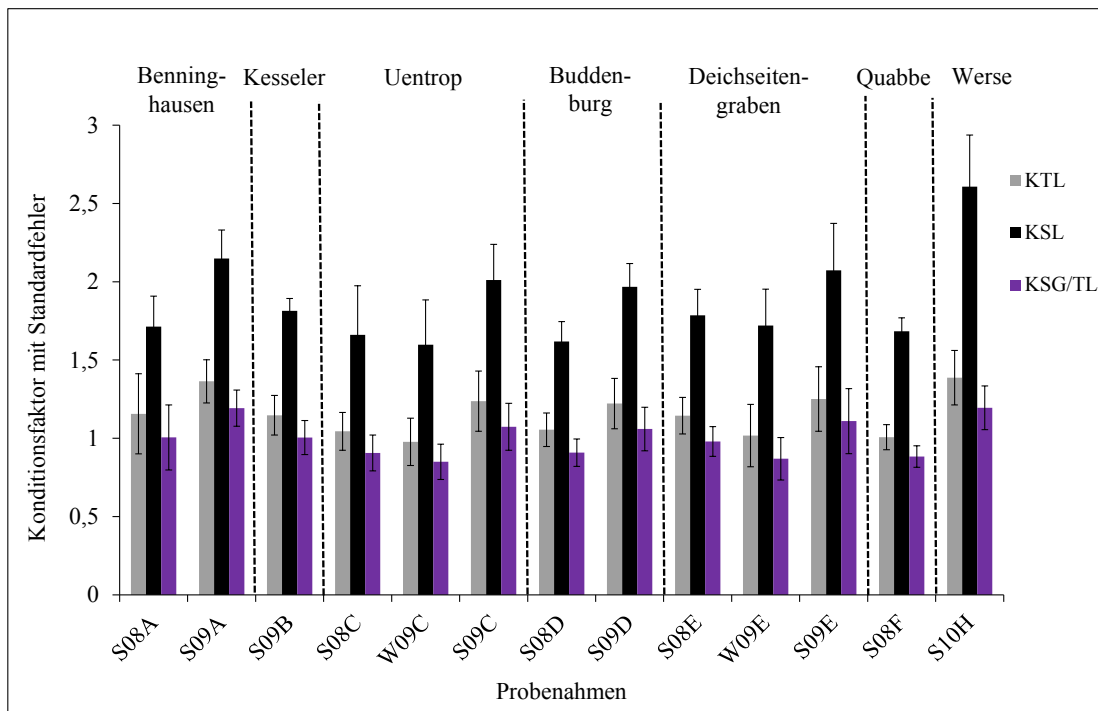


Abb. 3: K_{TL} , K_{SL} und $K_{SG/TL}$ als Mittelwerte der einzelnen Probenahmen von *Rutilus rutilus*, mit dazugehörigem Standardfehler. S08: Sommer 2008, S09: Sommer 2009, W09: Winter 2008/09.

Auch der K_{SL} wurde nach der Prüfung auf Normalverteilung und Homogenität auf Varianzunterschiede getestet. Im annualen Vergleich der Probestellen konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. Die Proben des Sommers 2009 unterschieden sich jedoch innerhalb der Standorte in jedem Falle hochsignifikant zu den Proben der anderen Jahre ($p < 0,001$). Der K_{SL} der Fische aus der Werse war zu allen anderen Proben, außer zum Wehr Benninghausen, signifikant bis hochsignifikant ($p < 0,001-0,002$) unterschiedlich. Bei der Berechnung des K_{SL} entstanden mehr Signifikanzen als bei der

Berechnung des K_{TL} . Das Signifikanzniveau fiel zum Teil völlig unterschiedlich aus. Der $K_{SG/TL}$ verhält sich relativ zum K_{SL} , liegt mit seinen Werten jedoch darunter.

Der Konditionsfaktor (K_{TL}/K_{SL}) wurde ebenfalls für *Perca fluviatilis* sämtlicher Probenahmen berechnet. Die Ergebnisse sind in Abbildung 4 vergleichend dargestellt. Der Konditionsfaktor der Fische an den unbelasteten Probestellen Wehr Benninghausen (A) und Kesseler Mühle unterschieden sich kaum voneinander. Für den K_{SL} ergab sich das niedrigste Ergebnis (1,600) in der Probenahme aus dem Sommer 2008 an der ersten thermisch belasteten Probestelle Wehr Uentrop (C). Der Unterschied zu den unbelasteten Probestellen konnte mit einem Signifikanzniveau von $p=0,027$ statistisch belegt werden. Der Standardfehler variierte bei dieser Berechnung zwischen 0,010 und 0,443. Im Sommer 2009 konnte ebenfalls ein signifikanter Unterschied zwischen dem unbelasteten Standort Kesseler Mühle (B) und dem durch erhöhte Temperatur und Salinität belasteten Wehr Buddenburg (D) festgestellt und statistisch belegt werden ($p=0,045$). Zwischen den verschiedenen Jahren (S08/S09) konnte nur an einem Standort, dem Wehr Uentrop, ein signifikanter Unterschied des Konditionsfaktors festgestellt werden ($p<0,001$). Die Konditionsfaktoren der Probenahme Sommer 2009 waren im Deichseitengraben (E), einem der angrenzenden Nebengewässer, am höchsten (1,424/2,019). Am niedrigsten war der Wert des K_{TL} (1,098) jedoch aus der Probenahme Sommer 2008 im zweiten Nebengewässer, der Quabbe, mit einem Signifikanzniveau von $p=0,010$. Da die ermittelten Daten für den K_{TL} normalverteilt und homogen waren, wurde eine univariate Varianzanalyse (ANOVA+Post-hoc) durchgeführt, um eine Unterscheidung der Probestellen zu überprüfen.

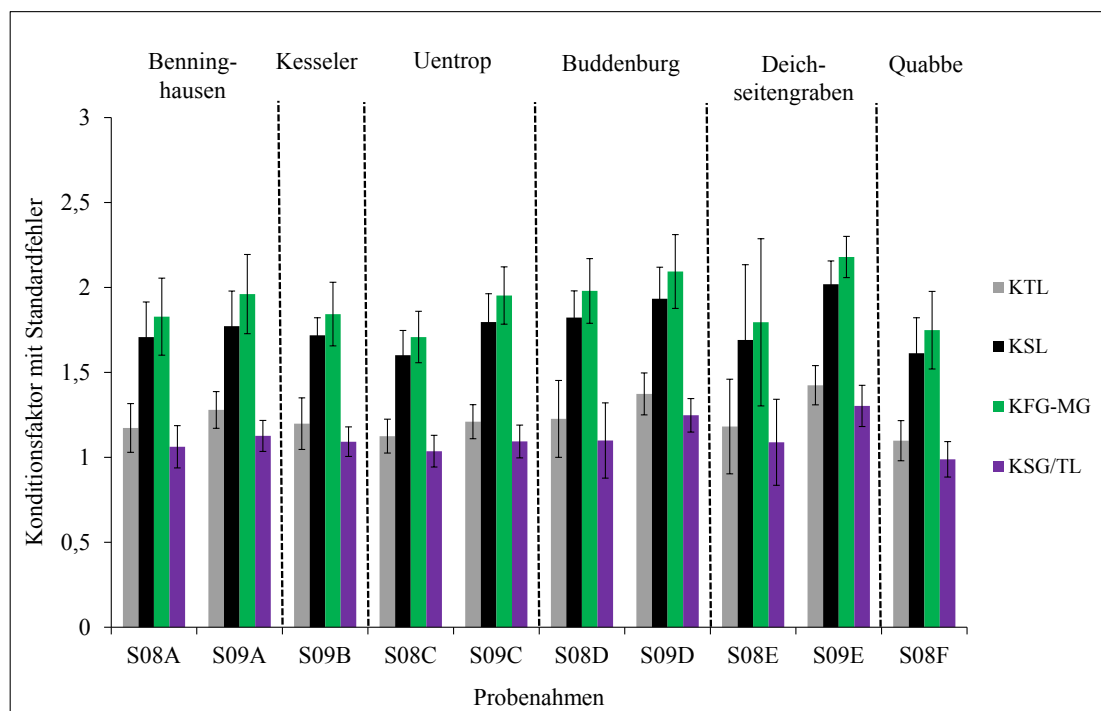


Abb. 4: K_{TL} , K_{SL} , K_{FG-MG} und $K_{SG/TL}$ als Mittelwerte der einzelnen Probenahmen von *Perca fluviatilis*, mit dazugehörigem Standardfehler. S08: Sommer 2008, S09: Sommer 2009, W09: Winter 2008/09.

Die verschiedenen Standorte innerhalb eines Jahres unterschieden sich regional nicht signifikant voneinander.

Auch die Daten für den K_{SL} waren normalverteilt sowie homogen und konnten einer ANOVA (+Post-hoc) unterzogen werden. Hier konnten zum Teil andere Signifikanzen errechnet werden und auch das Signifikanzniveau fiel unterschiedlich aus. Es konnten innerhalb der Probe des Sommers 2008 signifikante Unterschiede zwischen dem unbelasteten Standorten Wehr Uentrop (B) und dem mehrfach belasteten Wehr Buddenburg (D) ermittelt werden ($p=0,005$). Der signifikante Unterschied des K_{TL} konnte bei der Berechnung des K_{SL} nicht festgestellt werden. Ein Unterschied am Wehr Uentrop zwischen den Jahren (S08/S09) konnte auch beim K_{SL} ermittelt werden und mit einem Signifikanzniveau von $p<0,001$ bestätigt werden. Die Ergebnisse des K_{TL} waren stets niedriger als die des K_{SL} . Die Berechnungen anhand der Totallänge waren aufgrund von Schwanzflossenschäden nicht bei allen Fischen möglich. Zusätzlich wurde der Konditionsfaktor für das Schlachtgewicht in Bezug zur Totallänge ($K_{SG/TL}$) und zum Frischgewicht abzüglich des vollen Magengewichts (K_{FG-MG}) berechnet. Das Verhältnis der Ergebnisse stimmte mit dem des K_{SL} und des K_{TL} überein.

Zusätzlich wurde der **Hepatosomatische Index** (HSI) berechnet, der ein Maß für die enzymatische Aktivität der Leber darstellt. In Abbildung 5 sind die HSI-Werte für *R. rutilus* und *P. fluviatilis* den einzelnen Probenahmen zugeordnet dargestellt. Die enzymatische Aktivität war bei *R. rutilus* insgesamt höher als die von *P. fluviatilis*. Eine Ausnahme bildet die Probenahme des Sommers 2009 an der Probestelle Kesseler Mühle. Bei *R. rutilus* war der Wert im Sommer 2008 im unbelasteten Bereich (Wehr Benninghausen) (1,570) höher als im thermisch belasteten Bereich der Lippe (Wehr Uentrop C) (0,880). Dieser Unterschied konnte statistisch belegt werden ($p<0,001$). Die höchste enzymatische Aktivität wurde für *P. fluviatilis* an der Kesseler Mühle im Sommer 2009 (1,524) errechnet, die geringste an der mehrfach belasteten Probestelle Wehr Buddenburg im Sommer 2008 (0,555). Das Signifikanzniveau für diese Divergenz betrug $p<0,001$. Der Standardfehler variierte zwischen 0,165 und 0,979. Beim HSI gab es bei *R. rutilus* signifikante Unterschiede zwischen den Probenahmestellen innerhalb eines Probejahres. So konnte beispielsweise im Sommer 2008 zwischen der Probe des naturnahen Bereichs am Wehr Benninghausen (A) und den beiden thermisch belasteten Probestellen ein (hoch-)signifikanter Unterschied in der enzymatischen Aktivität der Fische festgestellt werden ($p<0,001/p=0,002$). Auch im Sommer 2009 konnte zwischen renaturierten und belasteten Standorten ein signifikanter Unterschied festgestellt werden ($p=0,003$). Es gab keine Unterschiede innerhalb einer Probestelle zwischen den Jahren. Bei *P. fluviatilis* konnten Differenzen des HSI ebenfalls innerhalb einer Probenahme festgestellt werden. Auch hier bestand ein signifikanter Unterschied ($p=0,031$) zwischen naturnahen und thermisch belasteten Bereichen des Flusses.

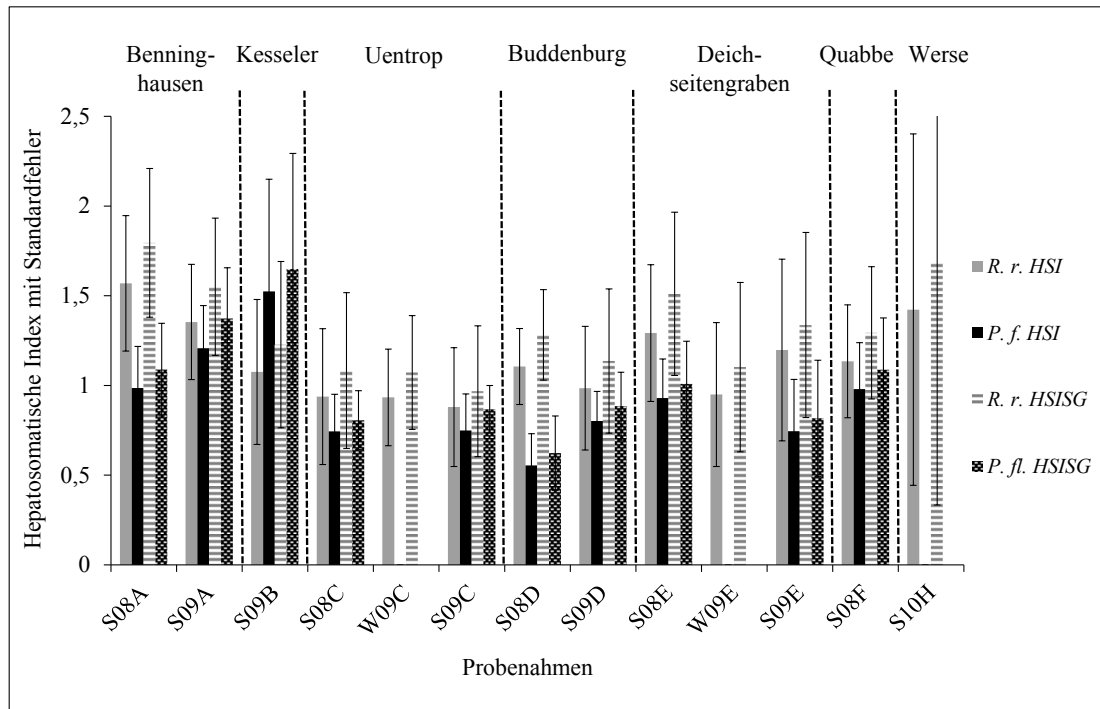


Abb. 5: Hepatosomatischer Index, angegeben als Mittelwerte sämtlicher Probenahmen, mit zugehörigem Standardfehler, jeweils für *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis*. S08: Sommer 2008, S09: Sommer 2009, W09: Winter 2008/09.

Genauso verhielt sich der Zusammenhang im Sommer 2009 zwischen den Proben der Wehre Benninghausen (naturnah) und Uentrop (thermisch belastet) sowie Buddenburg (thermisch belastet + erhöhte Salinität). Dies konnte mit einem Signifikanzniveau von $p < 0,001$ belegt werden. Es konnte kein signifikanter Unterschied innerhalb des Standorts zwischen den Probejahren (S09/S08) festgestellt werden.

Der HSI_{SG} , der mit Hilfe des Schlachtgewichts ermittelt wurde, lag immer leicht über dem HSI derselben Fischart. Das Verhältnis innerhalb der Probenahmen änderte sich kaum.

4.2 Parasitologische Befunde

In den 560 untersuchten *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* aus der Lippe und der Wehre konnten insgesamt 11.196 Fischparasiten aus 36 Arten nachgewiesen werden. Die Parasitenfauna umfasste die Taxa/Gattungen Ciliophora (3), Myxozoa (3), Digenea (8), Monogenea (4), Cestoda (6), Nematoda (7), Acanthocephala (3), Crustacea (1) sowie Bivalvia (1). Nicht näher bestimmbare Parasitengroßgruppen sind bei den Berechnungen unberücksichtigt geblieben, um eine mehrfache Zählung auszuschließen. Bei den 36 Parasitenarten handelte es sich um neun ektoparasitisch und 27 endoparasitisch lebende Arten. Die meisten Parasiten befanden sich an den Kiemen und im Magen-Darm-Trakt der untersuchten Fische (siehe Kapitel 4.2.1./4.2.2.).

Die beiden Fischarten wiesen eine unterschiedliche, artspezifische Parasitierung auf. Lediglich sieben der 36 isolierten Arten konnten sowohl in *R. rutilus* als auch in *P. fluviatilis* nachgewiesen werden. So wies *P. fluviatilis* keine Monogenea, Crustacea oder Bivalvia auf.

In Abbildung 6 und 7 ist die Artenanzahl der Parasiten sämtlicher Probenahmen unter Berücksichtigung der jeweiligen Fischart vergleichend dargestellt. Zudem kann den Abbildungen der Anteil des jeweiligen Parasitentaxa an der gesamten Fauna entnommen werden. Der Stamm der Ciliophora ist von der Darstellung ausgenommen, da nicht bei jeder Probenahme Kiemenabstriche durchgeführt wurden. Da sich der larvale Digenea *Rhipidocotyle campanula* im Kiemengewebe der Fische enzystiert, wurde er im Folgenden als Endoparasit charakterisiert. In der Probe von der Kesseler Mühle aus dem Sommer 2009 wurden nur zwei Fische untersucht. Aus diesem Grunde wurde diese Probe vernachlässigt. Die höchste Artenzahl bei *R. rutilus* (Abb. 6) wurde mit 17 Arten in der Welse erreicht, gefolgt von den Winterprobenahmen vom thermisch belasteten Wehr Uentrop (C) (13 Arten) und aus dem Deichseitengraben (14 Arten), einem der Nebengewässer. Die geringste Artenzahl konnte mit jeweils sechs Arten im Sommer 2009 am Wehr Uentrop (thermische Belastung) sowie in beiden Jahren am Wehr Buddenburg (thermische Belastung + erhöhte Salinität) nachgewiesen werden. Im Vergleich der Standorte fällt auf, dass die Artenanzahl der Winterproben (13 bzw. 14) am Wehr Uentrop und im Deichseitengraben höher ist als die der Sommerproben (8/6 bzw. 10/9) an denselben Standorten. In acht von zwölf Proben stellten Digenea die dominante Großgruppe dar.

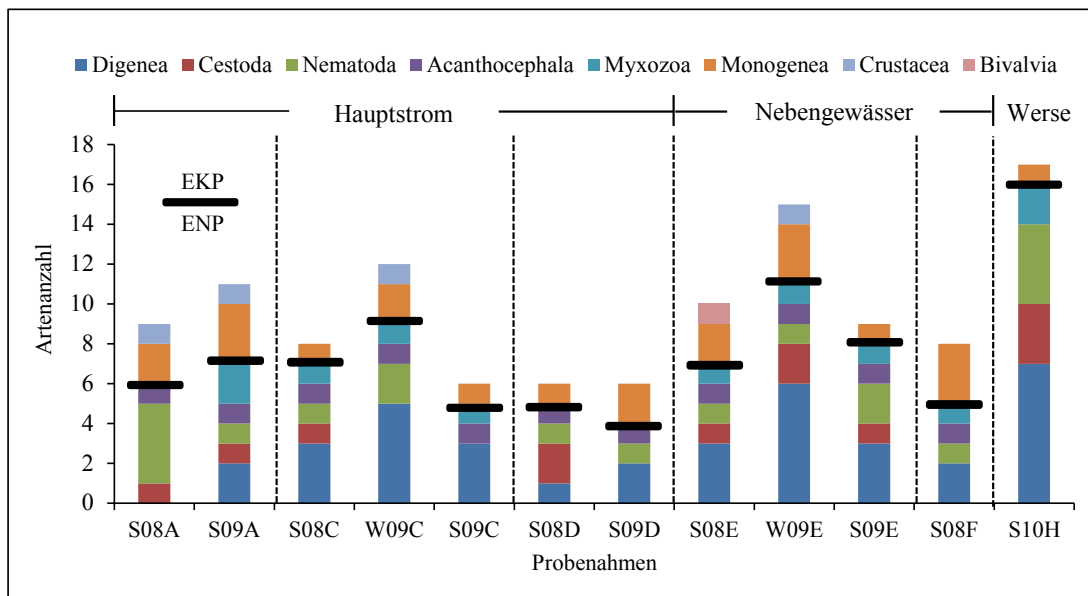


Abb. 6: Verteilung der Artenanzahl bei *Rutilus rutilus* sämtlicher Probenahmen. A: Wehr Benninghausen, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, EKP: Ektoparasiten, ENP: Endoparasiten, F: Quabbe, H: Welse.

Digenea Cestoda Nematoda Acanthocephala Myxozoa Monogenea Crustacea Bivalvia

Bei *A. fluviatilis* konnte die höchste Artenanzahl im Sommer 2009 an den unbelasteten Probestellen des Hauptstroms nachgewiesen werden (neun bzw. zehn Arten). Die wenigsten Arten (drei) konnten im Sommer 2008 am belasteten und technisch ausgebauten Wehr Buddenburg (D) verzeichnet werden.

Artenanzahl

16
14
12
10
8
6
4
2
0

S08A

S09A

S09B

S08C

S09C

S08D

S09D

S08E

S09E

S08F

Die Artenzahl in den Nebengewässern war ebenfalls gering. Im Vergleich der Standorte fällt auf, dass die Artenzahl am selben Standort im Jahr 2009 höher war als im Jahr 2008. In allen untersuchten Proben gehörten Digenea zu den dominanten Großgruppen.

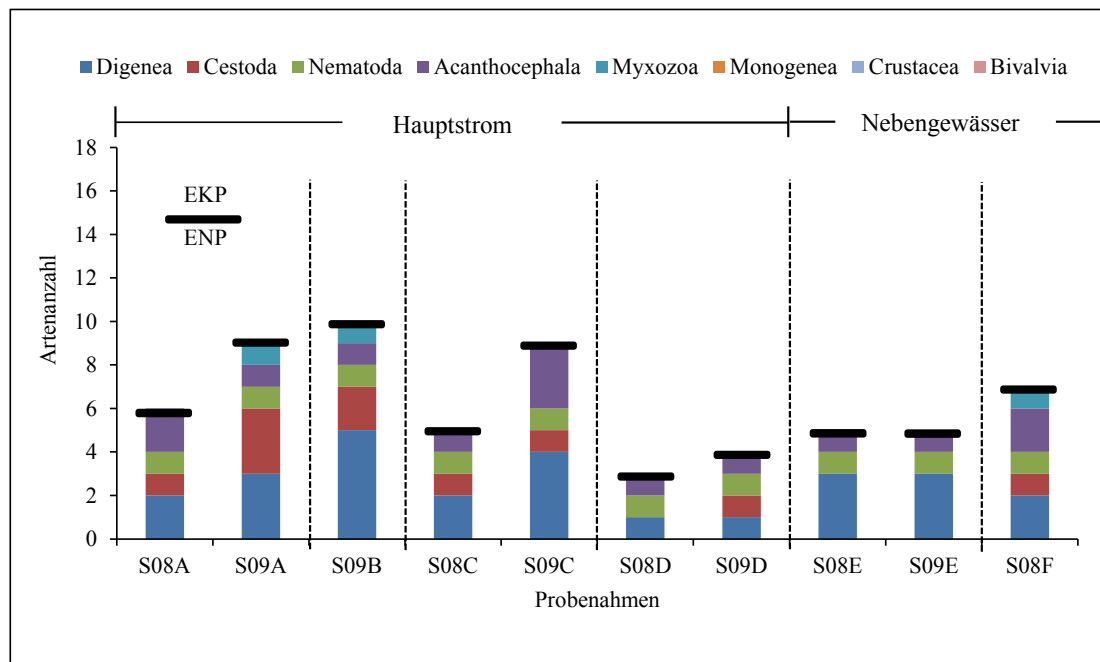


Abb. 7: Verteilung der Artenzahl bei *Perca fluviatilis* sämtlicher Probenahmen. A : Wehr Benninghausen, B: Kesseler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, EKP: Ektoparasiten, ENP: Endoparasiten, F: Quabbe.

Generell ist anzumerken, dass die Artenzahl bei *P. fluviatilis* mit durchschnittlich 6,3 Arten wesentlich geringer war als bei *R. rutilus* mit durchschnittlich 9,8 Arten. Grundsätzlich lässt sich sagen, dass bei *P. fluviatilis* keine Ektoparasiten nachgewiesen werden konnten.

Alle in der vorliegenden Arbeit nachgewiesenen Parasitenarten sind in Anhang II ausführlich beschrieben und charakterisiert.

4.2.1 Parasitenfauna *Rutilus rutilus*

In der vorliegenden Arbeit wurden 394 *Rutilus rutilus* aus dem Lippesystem und der Welse untersucht. Dabei konnten 8.571 Parasiten aus 29 Arten isoliert werden. Die Parasiten verteilten sich auf die Taxa/Gattungen Ciliophora (3), Myxozoa (2), Digenea (7), Monogenea (4), Cestoda (3), Nematoda (6), Acanthocephala (2), Crustacea (1) und Bivalvia (1). Augen, Darm, Flossen, Haut, Kiemen, Leibeshöhle und Niere der Fische waren infestiert. Es konnten elf ektoparasitische und achtzehn endoparasitische Arten isoliert werden (s. Abb. 8). Die Probe der Kesseler Mühle aus dem Sommer 2009 ging aufgrund des geringen Probenumfangs nicht in die weitere Betrachtung mit ein. Am unbelasteten, renaturierten Wehr Benninghausen betrug die Gesamtartenzahl elf (2008) bzw. dreizehn (2009). Am thermisch belasteten Wehr Uentrop sank die Artenzahl auf neun (2008) bzw. sieben (2009) Arten ab. Die geringste Artenzahl wurde mit sieben (2008) bzw. sechs (2009)

Parasitenarten am Wehr Buddenburg nachgewiesen, welches sowohl thermisch belastet ist als auch eine erhöhte Salinität aufweist. In den Nebengewässern kamen mehr Parasitenarten als im Hauptstrom der Lippe vor. Im Deichseitengraben betrug die Gesamtartenzahl beispielsweise 13 (2008) bzw. 14 Arten (2009). In der Welse, einem thermisch unbelasteten Fließgewässer, war die Artenzahl mit 16 Parasitenarten am höchsten. Die Anzahl der endoparasitischen Arten überwog in jeder Probe.

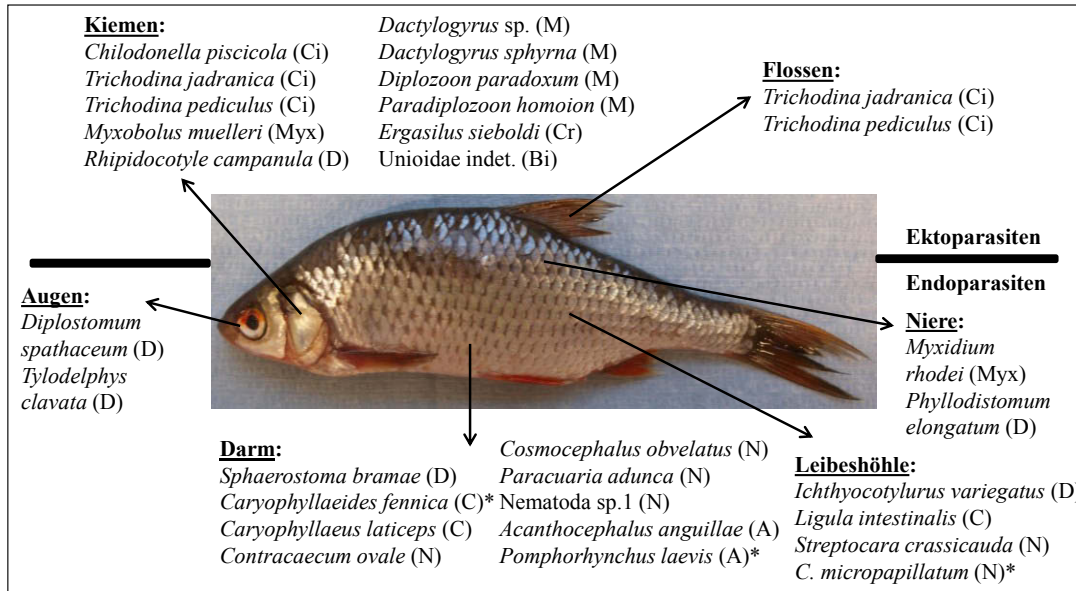


Abb. 8: Parasitengemeinschaft von *Rutilus rutilus*, die in der vorliegenden Arbeit nachgewiesen wurde. A: Acanthocephala, Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda. Mit * gekennzeichnete Arten kamen in mehreren Organen vor.

Dabei betrug das Endo-/Ektoparasiten-Verhältnis (E/E (R)) im unbelasteten Hauptstrom der Lippe (A) 0,66 (2008) bzw. 0,33 (2009). An den belasteten Probestellen Wehr Uentrop und Buddenburg sank der Wert auf bis zu 0,29 ab. In den Nebengewässern wurden Werte von 0,57 (Deichseitengraben) bzw. 0,80 (Quabbe) im Jahr 2008 erreicht. Im Jahr 2009 konnte ein E/E (R) von nur 0,25 (E) nachgewiesen werden. Im Winter erreichte der E/E (R) lediglich Werte von 0,33 bis 0,40. Der geringste Wert (0,07) wurde in der Welse nachgewiesen.

In der Großgruppe Ciliophora konnten drei Arten identifiziert werden: *Chilodonella piscicola*, *Trichodina jadranica* und *Trichodina pediculus*. Ciliaten konnten nur in den Sommerproben nachgewiesen werden. Allein die Fische aus dem Deichseitengraben im Sommer 2008 waren von *C. piscicola* infestiert. *Trichodina pediculus* kam im Sommer 2008 an jedem Standort vor außer in der Quabbe. Die höchsten Prävalenzen und mittlere Dichten (mD: 33,4 bzw. 24,4) beider Jahre wurden im Deichseitengraben erreicht. Die prävalenteste Art der Ciliophora war *T. jadranica*.

Fischparasiten des Stammes Myxozoa konnten in den Sommerproben weder am unbelasteten Wehr Benninghausen (2008) noch am belasteten Wehr Buddenburg (2008/09) nachgewiesen

werden. Die höchste Prävalenz für *Myxidium rhodei* konnte in der Wersprobe errechnet werden (40,5%).

Digenea besaßen in der vorliegenden Untersuchung die höchste Biodiversität. Sie konnten in allen Proben außer im Sommer 2008 an der obersten Probestelle (Wehr Benninghausen) nachgewiesen werden. Als Kernart fungierte *Tylodelphys clavata* im Jahr 2008 am Wehr Benninghausen ($P_{[\%]}=60,0$), im Winter 2009 im Deichseitengraben ($P_{[\%]}=80,7$) und im Sommer 2009 am Wehr Buddenburg ($P_{[\%]}=65,5$). Die höchste Diversität wurde mit fünf bzw. sechs Arten im Winter im Deichseitengraben sowie in der Wers erreicht.

Die Großgruppe der Monogenea war in jeder Probe vertreten. Die Art *Dactylogyrus* sp. konnte am häufigsten in den Proben der Nebengewässer isoliert werden. Im Deichseitengraben stellte sie in allen Proben eine Kernart dar, d.h. die Art trat mit einer Prävalenz von $\geq 60\%$ (Hanski 1982) auf. An der ebenfalls thermisch unbelasteten Probestelle Kesseler Mühle trat *Dactylogyrus* sp. in 69,2% der untersuchten Fische auf und stellte somit auch an diesem Standort eine Kernart dar. In der Wers konnte dieser Parasit nicht nachgewiesen werden. *Paradiplozoon homoion* trat hier mit einer Prävalenz von 14,3% auf. Cestoda kamen in den untersuchten *R. rutilus* selten vor. Am höchsten war die Diversität der Klasse im Sommer 2010 in der Wers (drei Arten). Die häufigste Art war *Caryophyllaeides fennica* mit Prävalenzen zwischen 2,9% und 20,0%.

Insgesamt konnten sechs Nematodaarten bestimmt werden. In der Probe vom naturnahen Standort Wehr Benninghausen (S08) war die Diversität mit fünf identifizierten Arten am höchsten. Die höchste Prävalenz des Unterstamms der Nematoda hatte die Art *Contraecaecum micropapillatum* in der Probe vom Sommer 2008 am Wehr Uentrop (71,4%), gefolgt von den unbelasteten Standorten Wehr Benninghausen (51,4%) und der Kesseler Mühle im Sommer 2009 (50,0%).

Acanthocephala konnten in der Wers nicht nachgewiesen werden. Die errechneten Prävalenzen waren am höchsten an den schnellfließenden Probestellen des Lippehauptstroms (A:22,9%, C:20,0%, D:17,1%). Die abundanteste Acanthocephalaart war *Pomphorhynchus laevis*.

Parasiten der Klasse Crustacea wurden selten isoliert, es konnte nur die Art *Ergasilus sieboldi* nachgewiesen werden. Sie war in den Winterproben sowie im Sommer an der renaturierten Probestelle Wehr Benninghausen verbreitet, jedoch in geringen Prävalenzen von 5,7% bis 14,3%. Des Weiteren konnten im Sommer 2008 aus dem Deichseitengraben Bivalvialarvae (Glochidia) der Familie Unionidae isoliert werden.

Die Verteilung der Fischparasiten auf die einzelnen Probenahmen sowie deren Prävalenzen ($P_{[\%]}$) und Intensitäten bzw. Dichten (mI, I) sind in Anhang V zusammengefasst.

4.2.1.1 Vergleich der Probenahmen

Im Allgemeinen waren die Prävalenzen und Intensitäten/Dichten der Parasitenarten in den Nebengewässern höher als im Hauptstrom der Lippe. Der trichodine Ciliat *Trichodina jadratica* trat nur in den Nebengewässern der Lippe auf und dort mit sehr hohen Prävalenzen und Dichten. Besonders deutlich wurde dieser Zusammenhang auch bei *Dactylogyrus* sp., der mit Intensitäten von bis zu 122 Individuen pro Fisch im Deichseitengraben und in der Quabbe eine Kernart darstellte. Eine Ausnahme bildete der Stamm der Acanthocephala. *Acanthocephalus anguillae* und *Pomphorhynchus laevis* konzentrierten sich auf die Probestellen im Hauptstrom der Lippe. Auch die Prävalenzen und Intensitäten der Nematoda waren in der Lippe höher als in angrenzenden Nebengewässern.

Die vom Wehr Benninghausen bis zum Wehr Buddenburg steigende thermische Belastung der Lippe wirkte sich unterschiedlich auf die Parasitengroßgruppen aus. Die Prävalenz und Intensität der Digenea verringerte sich mit der Temperatur. Eine Ausnahme bildete *Tylodelphys clavata*, dessen Prävalenz (+Intensität) mit steigender Belastung anstieg. Im Sommer 2008 erhöhte sich die Prävalenz von 0%, über 31,4% auf 60,0%. Im Sommer 2009 verhielt sich der Zusammenhang noch deutlicher ($P_{[%]}$: 22,9/40,0/65,5). Bei den Monogenea war kein eindeutiger Zusammenhang zur thermischen Belastung zu erkennen. *Dactylogyrus* sp. kam jedoch mit erhöhten Prävalenzen (bis zu 80,0%) in den Nebengewässern vor. Die Häufigkeit der Cestoda nahm mit der Wärmebelastung des Gewässers ab. So kamen *Caryophyllaeides fennica* und *Ligula intestinalis* im Sommer 2009 beispielsweise nur am unbelasteten Wehr Benninghausen vor. Parasiten des Unterstamms Nematoda verhielten sich ungleich. Die Arten *Contracaecum ovale*, *Cosmocephalus obvelatus* und *Paracuaria adunca* kamen am Wehr Benninghausen vor, mit steigender Belastung blieben sie jedoch aus. Die Prävalenz von *Contracaecum micropapillatum* stieg mit der Belastung an ($P_{[%]}$: 51,4–71,4), fiel aber zum Wehr Buddenburg wieder ab ($P_{[%]}$: 28,6). Auch über die Acanthocephala kann keine umfassende Aussage getroffen werden, da sie in den Jahren 2008 und 2009 unterschiedlich verbreitet waren. Tendenziell ließen sie sich jedoch eher positiv durch eine thermische Belastung beeinflussen (*Pomphorhynchus laevis*). Des Weiteren wurde deutlich, dass die Diversität der untersuchten Proben aus dem Winter 2009 höher war als in den beiden Sommerproben. Im Vergleich der Proben aus dem Deichseitengraben erkennt man, dass die Prävalenzen und Intensitäten der vorkommenden Arten im Winter (gegenüber der Sommerprobe) stark anstiegen. Am Wehr Uentrop kann ein solcher Anstieg der Parasitenzahlen nur geringfügig verzeichnet werden. Ciliata konnten in den Winterproben nicht nachgewiesen werden.

4.2.1.2 Vergleich der Größenklassen (Werse)

Aus der Werse wurden 42 *Rutilus rutilus* parasitologisch untersucht, die in vier Größenklassen unterschieden werden konnten. Die Verteilung der Parasitengroßgruppen ist in Abbildung 9 aufgeführt. Die kleinsten Fische der Größenklasse 8-10 cm wiesen keine Ektoparasiten auf. Deshalb konnte das Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis (E/E (R)) nicht berechnet werden. Auch in den anderen Klassen war mit *Paradiplozoon homoion* nur eine ektoparasitische Art zu verzeichnen. Mit der Größe der Fische erreichte der Parasit höhere Prävalenzen ($P_{[\%]}$: 0,0/14,3/20,0/25,0. Daraus ergab sich, mit einem E/E (R) von 0,17, der höchste Wert für die Größenklasse 10–12 cm. Mit der Größe der Fische sank das Verhältnis über 0,14 (12–14 cm) auf 0,09 (>14 cm) ab. Die höchste Artenzahl konnte in den größten *R. rutilus* nachgewiesen werden (12 Arten), den zweithöchsten Wert erreichten die kleinsten Fische (neun Arten). Der Stamm der Myxozoa (*Myxidium rhodei*, *Myxobolus muelleri*) war in sämtlichen Größenklassen mit zwei Arten vertreten. *Myxidium rhodei* erreichte mit 53,8% die höchste Prävalenz in den kleinsten Fischen. Die höchste Intensität konnte jedoch in *R. rutilus* zwischen 12–14 cm nachgewiesen werden. Diese Fische waren auch am häufigsten von *M. muelleri* infestiert.

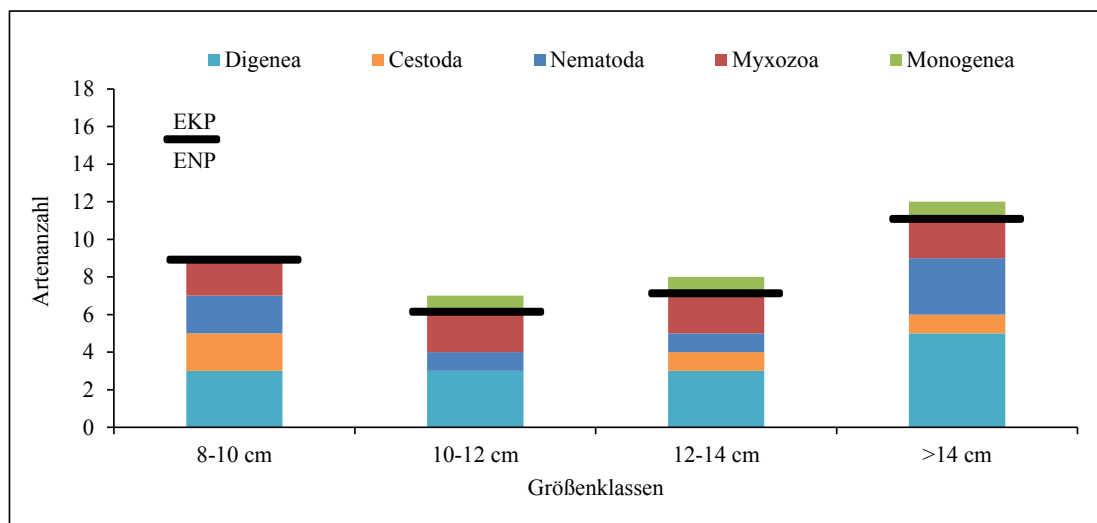


Abb. 9: Verteilung der Artenanzahl bei *Rutilus rutilus* verschiedener Größenklassen aus der Werse. EKP: Ektoparasiten, ENP: Endoparasiten.

Bei den Digenea konnte die einzige Kernart (*Rhipidocotyle campanula*) der Probe nachgewiesen werden. Mit einer Prävalenz von 61,5% trat sie am häufigsten in *R. rutilus* zwischen 8–10 cm auf. Der kosmopolite Augenparasit *Diplostomum spathaceum* konnte in Fischen zwischen 10–12 cm nicht nachgewiesen werden. Die zweite Art, die das Auge der Fische infestiert, war *Tylodelphys clavata*. Sie trat nur bei den größten Fischen der Werse auf, genauso wie die Digeneaart *Phyllodistomum elongatum*. *Sphaerostoma bramae* dagegen konnte nur in dieser Größenklasse nicht nachgewiesen werden. Aus der Großgruppe der Cestoda konnten nur seltene Einzelexemplare isoliert werden. Zwei der drei Arten traten in

Fischen zwischen 8–10 cm auf. In der darauf folgenden Klasse (10–12 cm) konnten keine Cestoda nachgewiesen werden. Die Art *Caryophyllaeus laticeps* befiel nur die größten Fische (>14 cm). Die Nematodaart *Contraecaecum micropapillatum* konnte in allen untersuchten Größenklassen nachgewiesen werden. *Contraecaecum ovale* befiel ausschließlich *R. rutilus* zwischen 8–10 cm. Die beiden Arten Nematoda sp.1 und *Streptocara crassicauda* infestierten nur die größten Fische. In Anhang V ist die Verteilung der Parasitenarten mit Prävalenzen und (mittlere) Intensitäten/Dichten beschrieben.

4.2.2 Parasitenfauna von *Perca fluviatilis*

In der vorliegenden Arbeit wurden insgesamt 166 *Perca fluviatilis* von sechs Probestellen der Lippe und angrenzender Nebengewässer (Deichseitengraben, Quabbe) parasitologisch untersucht. Es konnten 2625 Parasiten isoliert werden, die 15 Arten angehörten. Die Parasitenfauna verteilte sich auf die Taxa/Gattungen Myxozoa (2), Digenea (5), Cestoda (4), Nematoda (1) und Acanthocephala (3). Dabei waren Augen, Kiemen, Leber, Leibeshöhle, Magen-Darm-Trakt und Schwimmblase von *P. fluviatilis* befallen (siehe Abb. 10).

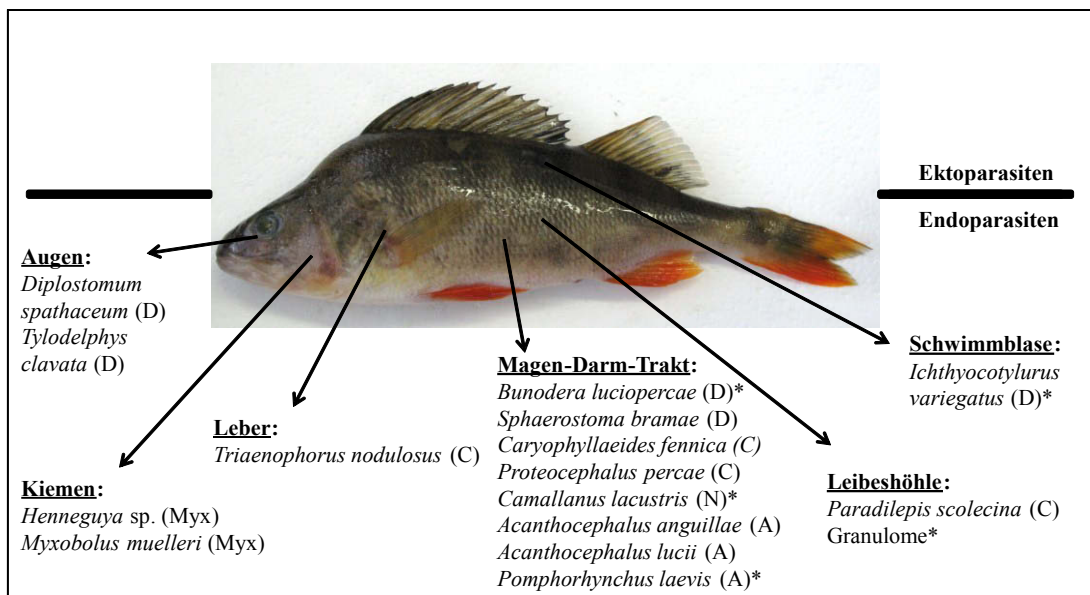


Abb. 10: Parasitengemeinschaft von *Perca fluviatilis*, die in der vorliegenden Arbeit nachgewiesen wurde. A: Acanthocephala, C: Cestoda, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda. Mit * gekennzeichnete Arten kamen in mehreren Organen vor.

Wie Abbildung 10 zu entnehmen ist, konnten bei *P. fluviatilis* keine Ektoparasiten nachgewiesen werden. Im Lippehauptstrom konnten zwischen neun und dreizehn Parasitenarten isoliert werden. Die höchste Artenanzahl wurde an den unbelasteten Probestellen Wehr Benninghausen und Kessler Mühle nachgewiesen (13 bzw. 11 Arten). An den thermisch belasteten Bereichen der Lippe sank die Artenzahl auf neun bzw. fünf Arten ab. In den Nebengewässern kamen jeweils sechs bzw. sieben Parasitenarten vor. Parasiten des Stamms Myxozoa konnten nur vereinzelt nachgewiesen werden.

Henneguya sp. trat nicht im Sommer 2008, sondern nur im Sommer 2009 an den thermisch unbelasteten Probestellen in geringen Prävalenzen ($P_{[\%]}$: 5,9/10,0) auf. *Myxobolus muelleri* konnte nur einmal im Sommer 2008 mit einer Prävalenz von 5,6% bzw. einer Dichte von 7,7 Zysten pro Fisch in der Quabbe verzeichnet werden. Digenea waren mit fünf Arten die diverseste Großgruppe in *P. fluviatilis*. *Tylodelphys clavata* konnte in allen Proben nachgewiesen werden. Sowohl in unbelasteten und belasteten Bereichen des Lippehauptstroms als auch im Deichseitengraben stellte der Digenea mit Prävalenzen von bis zu 100% eine Kernart dar. Mit *Bunodera luciopercae* und *Ichthyocotylurus variegatus* gab es zwei weitere Kernarten in den Nebengewässern ($P_{[\%]}$: 66,7–88,9). *Diplostomum spathaceum* und *Sphaerostoma bramae* konnten lediglich im Jahr 2009 nachgewiesen werden. Der Darmparasit *B. luciopercae* kam nicht am Wehr Buddenburg vor, welches durch eine erhöhte Salinität und Wassertemperatur belastet ist. Auch *I. variegatus* konnte im Jahr 2008 nur aus den Nebengewässern der Lippe isoliert werden. In der Großgruppe der Cestoda wurden vier Arten nachgewiesen. *Triaenophorus nodulosus* stellte im ersten Jahr die einzige Kernart dar ($P_{[\%]}$: 66,7) und befand sich im Deichseitengraben. Die Art kam in jeder Probe vor, außer am Wehr Buddenburg und im Deichseitengraben (2009). Von der Art *Caryophyllaeides fennica* konnte nur ein Exemplar isoliert werden (S08A). *Paradilepis scolecina* und *Proteocephalus percae* erschienen nur im Jahr 2009. Die einzige nachgewiesene Nematodaart war *Camallanus lacustris*, die im Sommer 2008 sowohl in unbelasteten als auch in belasteten Bereichen eine Kernart darstellte ($P_{[\%]}$: 74,1–96,8/mI: 3,0–26,4) und aus jeder Probe isoliert werden konnte. Acanthocephala befielen *P. fluviatilis* an jeder der fünf Probestellen. Eine Kernart war *Acanthocephalus lucii* im Jahr 2008 im Deichseitengraben ($P_{[\%]}$: 66,7/mI: 1,0) und im Jahr 2009 am Wehr Uentrop ($P_{[\%]}$: 92,6/mI: 10,4) sowie im Deichseitengraben ($P_{[\%]}$: 66,7/mI: 1,0). Die zweite Kernart stellte *P. laevis* im Sommer 2008 in der Quabbe ($P_{[\%]}$: 72,2/mI: 2,5) dar. *Acanthocephalus anguillae* spielte mit Prävalenzen von 4,8–25,8% (mI: 1,0–1,7) eine eher untergeordnete Rolle und konnte nur an den Wehren Benninghausen und Uentrop isoliert werden. Des Weiteren wurden Granulome parasitischen Ursprungs gefunden, die mit bis zu 60,0% einen hohen Anteil der Fische infizierten. Da sich kein identifizierbarer Inhalt mehr in ihnen befand, konnten sie keinem Taxon zugeordnet werden und blieben in der weiteren Betrachtung unbeachtet.

4.2.2.1 Vergleich der Probenahmen

Insgesamt konnten für *Perca fluviatilis* sieben Kernarten an unterschiedlichen Standorten identifiziert werden. Im Hauptstrom der Lippe erreichten vier Parasitenarten in sechs Proben Prävalenzen von $\geq 60,0\%$. In den Nebengewässern Deichseitengraben und Quabbe konnten wesentlich mehr Kernarten verzeichnet werden. Die Parasitenfauna

umfasste acht Kernarten in zwölf Proben. Die Artenanzahl war an den thermisch unbelasteten Probestellen des Hauptstroms mit acht bzw. elf Arten am höchsten. Die wenigsten Arten konnten am hoch belasteten Wehr Buddenburg nachgewiesen werden (drei bzw. fünf Arten). Die beiden Myxozoaarten sowie die Cestodaarten *Caryophyllaeides fennica* und *Paradilepis scolecina* kamen beispielsweise nicht an wärmebelasteten Standorten vor. Bei den anderen Arten/Taxa ist kein eindeutiger Trend in Bezug auf die thermische Belastung des Gewässers zu beobachten.

Im Vergleich der Jahre fällt auf, dass im Jahr 2009 mehr Parasitenarten (13 Arten) nachgewiesen werden konnten als 2008 (zehn Arten). Die Arten *Henneguya* sp., *Diplostomum spathaceum*, *Sphaerostoma bramae*, *Paradilepis scolecina* und *Proteocephalus percae* traten nur im Sommer 2009 auf und zwar vermehrt in den thermisch unbelasteten Bereichen des Flusses. Die Probestelle Kesseler Mühle wurde nur im Jahr 2009 beprobt. Die Arten *Myxobolus muelleri* und *C. fennica* traten nur im Jahr 2008 am Wehr Benninghausen und in der Quabbe auf.

4.3 Vergleich der Untersuchungsstandorte (ökologische Parameter)

Um die parasitologischen Ergebnisse in ihrer Gesamtheit zu erfassen und um Rückschlüsse auf das gesamte Ökosystem ziehen zu können, wurde eine Vielzahl ökologischer Parameter berechnet, die im Folgenden vergleichend dargestellt werden.

***Rutilus rutilus*:** In Tabelle 10 (a, b) sind die berechneten ökologischen Parameter für *Rutilus rutilus* sämtlicher Proben vergleichend dargestellt. Die Ergebnisse des Hepatosomatischen Index (HSI) sowie des Konditionsfaktors (K_{TL} und des K_{SL}) wurden schon in Kapitel 4.1 umfassend dargestellt und verglichen. Die höchste Artendiversität nach Shannon-Wiener (H') wurde für die Probe des Deichseitengrabens aus dem Winter 2009 errechnet (1,637), die geringste für die Quabbe (0,178) im Sommer 2008. Auch die Biodiversität der Werse war sehr hoch (1,610). Beim Simpson Index (D) konnte die höchste Biodiversität ebenfalls für die Proben des Winters 2009 ermittelt werden (3,732/3,024). Der geringste Wert wurde für die Quabbe (Sommer 2008) errechnet (1,068). Generell waren die Diversitätswerte in den Winterproben am höchsten. Das höchste Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis konnte für die Quabbe (0,80) und das Wehr Benninghausen (0,83) im Sommer 2009 errechnet werden, gefolgt vom Wehr Benninghausen im Sommer 2008 (0,66). Dies ist die thermisch unbelastete, renaturierte Probestelle der Untersuchung. Das geringste Verhältnis wurde in der Werse nachgewiesen (0,07).

Tab. 10a: Ökologische Parameter, berechnet für *Rutilus rutilus* aus den Proben des Sommers 2008 (S08) und Winters 2009 (W09). A: Wehr Benninghausen, C: Wehr Uentrop, C. m.: *Contracaecum micropapillatum*, D: Wehr Buddenburg, Dom. Art: dominante Parasitenart, E: Deichseitengraben, F: Quabbe.

Fischart	<i>Rutilus rutilus</i>						
Probenahme	S08A	S08C	S08D	S08E	S08F	W09C	W09E
HSI	1,569	0,938	1,106	1,292	1,134	0,934	0,949
HSI _{SG}	1,79	1,084	1,282	1,511	1,293	1,072	1,102
K _{TL}	1,156	1,364	1,147	1,044	0,977	1,237	1,055
K _{SL}	1,713	2,148	1,814	1,661	1,598	2,011	1,618
H'	0,404	0,440	1,033	0,779	0,178	1,341	1,637
D	1,182	1,278	2,434	1,596	1,068	3,042	3,732
E/E (R)	0,66	0,29	0,40	0,57	0,80	0,33	0,40
P _[%] <i>Trichodina</i> spp.	11,4	2,9	5,7	65,7	15,4	0,0	0,0
E	0,226	0,245	0,642	0,435	0,129	0,645	0,745
BP %	91,9	87,8	44,3	77,8	96,7	46,4	45,9
Dom. Art	C. m.	C. m.	T. clavata	T. clavata	C. m.	C. m.	T. clavata

Tab. 10b: Ökologische Parameter, berechnet für *Rutilus rutilus* aus der Probe des Sommers 2009 (S09) und 2010 (S10). A: Wehr Benninghausen, B: Kesseler Mühle, C: Wehr Uentrop, C. m.: *Contracaecum micropapillatum*, D: Wehr Buddenburg, Dom. Art: dominante Parasitenart, E: Deichseitengraben, H: Werse, n. u.: nicht untersucht.

Fischart	<i>Rutilus rutilus</i>				
Probenahme	S09A	S09C	S09D	S09E	S10H
HSI	1,354	0,880	0,985	1,197	1,422
HSI _{SG}	1,550	0,968	1,136	1,337	1,682
K _{TL}	1,222	1,018	1,251	1,007	1,387
K _{SL}	1,967	1,720	2,073	1,684	2,608
H'	1,597	0,880	0,844	1,095	1,610
D	4,522	2,010	2,142	2,084	3,261
E/E (R)	0,83	0,40	0,50	0,25	0,07
P _[%] <i>Trichodina</i> spp.	2,9	10,0	0,0	74,3	n. u.
E	0,891	0,634	0,608	0,563	0,628
BP %	30,9	64,3	51,4	66,7	49,1
Dom. Art	T. clavata	T. clavata	T. clavata	T. clavata	C. m.

Auch die Prävalenz der trichodinen Ciliaten spielt eine große Rolle im Vergleich der Standorte. Die höchste Infestationsrate konnte im Deichseitengraben ermittelt werden ($P_{[\%]} = 74,3$ (2008)/65,7 (2009)). In den Winterproben und am Wehr Buddenburg (S09) konnte kein Trichodinenbefall festgestellt werden. Die Prävalenz war in den Nebengewässern stets höher als im Hauptstrom der Lippe. Von den Fischen der Werse wurden keine Epidermis-Abstriche untersucht. Die Evenness (E) war in den Winterproben besonders hoch (0,645/0,745) und im Jahr 2008 an den Wehren Benninghausen und Uentrop sowie in der Quabbe am niedrigsten. Derselbe Trend zeigte sich beim zweiten Dominanzindex, dem Berger-Parker Index (BP). Im Jahr 2008 wurde die größte Dominanz von *C. micropapillatum* an den Wehren Benninghausen und Uentrop (91,9%/87,8%) sowie in der Quabbe (96,7%) erreicht. Für die Winterproben wurden niedrige Werte ermittelt. Im Sommer 2009 wurde die Dominanz maßgeblich von *T. clavata* bestimmt, wobei die Werte für BP unter 70% blieben.

In Tabelle 11 sind die beiden Ähnlichkeitsindices (SI_j/SI_s) der Parasitenfauna sämtlicher Proben von *R. rutilus* vergleichend aufgetragen. Im Sommer 2008 konnte die höchste Übereinstimmung des Parasitenbefalls zwischen den beiden Proben des thermisch belasteten Abschnitts der Lippe ermittelt werden (67%/71%). Die Parasitenfauna vom Wehr Benninghausen unterschied sich deutlich von ihnen und erreichte lediglich eine Übereinstimmung von 33%/39% (A/C) bzw. 39%/42% (A/D). Die Winterproben der verschiedenen Standorte sind sich selbst ähnlicher (63%/71%) als dieselben Standorte im saisonalen Vergleich. Im Sommer 2009 bestand erneut die größte Übereinstimmung zwischen den Standorten mit einer Wärmebelastung (Wehre Uentrop und Buddenburg). Die Wersprobe stammt aus einem anderen Gewässersystem und stellte einen Sonderfall dar. Zu den Probestellen des Lippesystems konnte nur ein maximales Similaritätsniveau von 40% bzw. 50% erreicht werden. Durchschnittlich lag die Ähnlichkeit der Wersprobe zu den Lippeproben bei 27% (SI_j) bzw. 34% (SI_s).

Tab. 11: Vergleich der Ähnlichkeitsindices (Jaccard Index (SI_j) /Sörensen Index (SI_s)) bei *Rutilus rutilus* sämtlicher Probenahmen. A: Wehr Benninghausen, B: Kesseler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, F: Quabbe, S: Sommer, W: Winter.

Fischart		<i>Rutilus rutilus</i>											
Probenahme		S08A	S08C	S08D	S08E	S08F	W09C	W09E	S09A	S09C	S09D	S09E	S10H
S08A	SI_j	1	0,33	0,39	0,29	0,29	0,28	0,25	0,35	0,13	0,21	0,25	0,14
	SI_s	1	0,39	0,42	0,36	0,36	0,35	0,32	0,43	0,15	0,24	0,30	0,19
S08C	SI_j		1	0,67	0,57	0,42	0,36	0,35	0,50	0,67	0,50	0,64	0,31
	SI_s		1	0,71	0,70	0,50	0,46	0,46	0,61	0,67	0,53	0,70	0,43
S08D	SI_j			1	0,33	0,23	0,19	0,24	0,36	0,30	0,44	0,36	0,21
	SI_s			1	0,45	0,30	0,26	0,33	0,48	0,35	0,50	0,47	0,31
S08E	SI_j				1	0,38	0,35	0,38	0,37	0,36	0,36	0,57	0,30
	SI_s				1	0,41	0,41	0,44	0,42	0,37	0,37	0,59	0,40
S08F	SI_j					1	0,40	0,35	0,50	0,36	0,36	0,29	0,20
	SI_s					1	0,50	0,46	0,61	0,40	0,40	0,35	0,29
W09C	SI_j						1	0,63	0,53	0,42	0,29	0,50	0,40
	SI_s						1	0,71	0,59	0,44	0,31	0,54	0,50
W09E	SI_j							1	0,56	0,25	0,33	0,44	0,38
	SI_s							1	0,67	0,27	0,35	0,47	0,47
S09A	SI_j								1	0,39	0,50	0,43	0,33
	SI_s								1	0,40	0,50	0,48	0,42
S09C	SI_j									1	0,50	0,56	0,22
	SI_s									1	0,57	0,67	0,33
S09D	SI_j										1	0,36	0,16
	SI_s										1	0,47	0,24
S09E	SI_j											1	0,32
	SI_s											1	0,43
S10H	SI_j												1
	SI_s												1

Der Sörensen Index lag immer leicht über dem Wert des Jaccard Index. Das Verhältnis der verschiedenen Probenahmen und das daraus resultierende Similaritätslevel zueinander blieben jedoch erhalten.

Die untersuchten Fische aus der Welse konnten in vier verschiedene Größenklassen eingeteilt werden. Um den Einfluss der Größe bzw. des Alters der Fische auf ihre Parasitierung zu erfassen, wurden die ökologischen Parameter für sämtliche Größenklassen einzeln ermittelt (siehe Tab. 12). Der HSI, der den Stressfaktor der Fische bestimmt, war im Gegensatz zu dem aus den Lippefischen leicht erhöht. Der Konditionsfaktor war in sämtlichen Größenklassen konstant auf einem hohen Niveau. Die Diversitätsindices (H' und D) waren bei den größten Fischen am höchsten. Eine Zunahme der Diversität mit der Größe der Fische war jedoch nicht zu erkennen. Ektoparasiten traten in der Welse nur selten auf. Das höchste Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis konnte in den Größenklassen II und III errechnet werden (0,20/0,17). Die Evenness, also die Gleichverteilung der Individuen der Parasitenarten, war generell sehr hoch in der Welse. Jedoch dominierte die Nematodaart *Contraecum micropapillatum* in der GGK II zu 82,9% (BP). Somit fiel die Evenness mit 0,419 gering aus.

Tab. 12: Ökologische Parameter, berechnet für unterschiedliche Größenklassen (GK) bei *Rutilus rutilus* aus der Welse (Sommer 2010). *C. m.*: *Contraecum micropapillatum*, Dom. Art: dominante Parasitenart, n.u.: nicht untersucht.

Fischart	<i>Rutilus rutilus</i>			
	GK I	GK II	GK III	GK IV
HSI	1,785	1,231	1,373	1,182
HSI _{SG}	2,157	1,417	0,473	0,731
K _{TL}	1,282	1,410	1,447	1,410
K _{SL}	2,478	2,654	2,751	2,602
H'	1,457	1,171	1,033	1,930
D	3,857	2,848	1,436	5,568
E/E (R)	0,0	0,20	0,17	0,10
P _[%] <i>Trichodina</i> spp.	n.u.	n.u.	n.u.	n.u.
E	0,749	0,845	0,419	0,878
BP %	48,1	46,7	82,9	30,4
Dom. Art	<i>R. campanula</i>	<i>C. m.</i>	<i>C. m.</i>	<i>R. campanula</i>

***Perca fluviatilis*:** In der folgenden Tabelle 13 (a, b) sind die ökologischen Parameter für *Perca fluviatilis* zur Bewertung des Ökosystems vergleichend dargestellt. Die Ergebnisse des Hepatosomatischen Index (HSI) sowie des Konditionsfaktors (K_{TL} und des K_{SL}) wurden bereits in Kapitel 4.1 beschrieben und verglichen. Die Biodiversität (H') war im Sommer 2009 am unbelasteten, renaturierten Wehr Benninghausen am höchsten (1,661) und am mehrfach belasteten Wehr Buddenburg sowie in der Quabbe im Sommer 2008 am geringsten (0,312/0,381). Die Biodiversität sank im Sommer 2008 vom Deichseitengraben (1,373) über den renaturierten Bereich der Lippe (A) (1,106) zum hoch belasteten Wehr Buddenburg (0,312) ab. Generell war der Wert des Shannon-Wiener Index (H') im Sommer 2009 höher als im Sommer 2008. Der Simpson Index (D), der die Wahrscheinlichkeit beschreibt, dass zwei parasitische Individuen derselben Art angehören, war an der Kesslerer Mühle im Jahr 2009 am höchsten (7,444).

Somit war die berechnete Biodiversität hier am höchsten, sank dann aber über das Wehr Uentrop (2,701) zum Deichseitengraben hin ab (1,338). Am mehrfach belasteten Wehr Buddenburg (2008) war der Simpson Index mit 1,161 am geringsten.

Tab. 13a: Ökologische Parameter, berechnet für *Perca fluviatilis* für die Probe des Sommers 2008. A: Wehr Benninghausen, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, Dom. Art: dominante Parasitenart, E: Deichseitengraben, F: Quabbe, n. u.: nicht untersucht, S: Sommer.

Fischart	<i>P. fluviatilis</i>				
Probenahme	S08A	S08C	S08D	S08E	S08F
HSI	0,986	0,744	0,555	0,930	0,980
HSI _{SG}	1,088	0,806	0,623	1,009	1,088
K _{TL}	1,173	1,125	1,226	1,182	1,098
K _{SL}	1,707	1,601	1,822	1,691	1,613
H'	1,106	1,339	0,312	1,373	0,381
D	2,079	2,978	1,161	3,473	1,222
E/E (R)	0	0	0	0	0
P _[%] <i>Trichodina</i> spp.	n. u.	n. u.	n. u.	n. u.	n. u.
E	0,532	0,747	0,284	0,766	0,213
BP %	66,7	51,8	92,6	37,1	91,4
Dom. Art	<i>T. clavata</i>	<i>C. lacustris</i>	<i>T. clavata</i>	<i>C. lacustris</i>	<i>B. luciopercae</i>

Aufgrund des Fehlens von Ektoparasiten bei *P. fluviatilis* ergab die Berechnung des E/E (R) immer null. Außerdem wurden keine Epidermis-Abstriche durchgeführt, weshalb die Prävalenz der trichodinen Ciliaten nicht berechnet werden konnte. Die Evenness ergab das höchste Dominanzlevel im Deichseitengraben im Sommer 2008 (0,766) und den geringsten Wert für die Quabbe ebenfalls im Sommer 2008 (0,200).

Tab. 13b: Ökologische Parameter, berechnet für *Perca fluviatilis* für die Probe des Sommers 2009. A: Wehr Benninghausen, B: Kesseler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, Dom. Art: dominante Parasitenart, E: Deichseitengraben, n. u.: nicht untersucht, S: Sommer.

Fischart	<i>P. fluviatilis</i>				
Probenahme	S09A	S09B	S09C	S09D	S09E
HSI	1,208	1,524	0,749	0,802	0,745
HSI _{SG}	1,373	1,649	0,867	0,885	0,817
K _{TL}	1,279	1,198	1,210	1,373	1,424
K _{SL}	1,772	1,718	1,796	1,934	2,019
H'	1,661	0,791	1,420	0,639	0,592
D	4,124	7,444	2,701	1,458	1,338
E/E (R)	0	0	0	0	0
P _[%] <i>Trichodina</i> spp.	n. u.	n. u.	n. u.	n. u.	n. u.
E	0,722	0,330	0,646	0,397	0,368
BP %	40,5	25,6	57,7	81,6	86,2
Dom. Art	<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>	<i>A. lucii</i>	<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>

Am belasteten Wehr Buddenburg sowie in der Quabbe konnte eine hohe Dominanz von *T. clavata* und *B. luciopercae* ermittelt werden (92,6%/91,4%). Im Sommer 2009 wurde der höchste Dominanzindex wiederum am hochbelasteten Wehr Buddenburg (81,6%) und im Deichseitengraben ermittelt (86,2%). Die dominierende Parasitenart stellte zum größten Teil *T. clavata* dar. Um die Ähnlichkeit der Parasitenfaunen der unterschiedlichen Proben

vergleichen zu können, wurden zwei verschiedene Parameter berechnet (SI_s und SI_j). Der Wert des Sörensen Index (SI_s) lag immer leicht über dem Wert des Jaccard Index (SI_j). Die Ergebnisse der Berechnung für *P. fluviatilis* sind in Tabelle 14 dargestellt. Im Jahr 2008 war die Probe vom Wehr Benninghausen denen vom Wehr Uentrop und der Quabbe (75%) am ähnlichsten. Dem Sörensen Index folgend, besaß die Probe vom thermisch belasteten Wehr Uentrop die größte Ähnlichkeit zu der Probe aus der Quabbe (86%). Die Parasitenfauna vom Wehr Buddenburg besaß zu allen anderen Proben nur eine geringe Ähnlichkeit (max. 43%/60%). Die Parasitierung der Nebengewässer war sich untereinander ähnlicher (63%/71%) als im Vergleich zum Hauptstrom der Lippe. Die geringste Übereinstimmung gab es laut Jaccard Index zwischen den Proben vom schnell fließenden, technisch ausgebauten Wehr Buddenburg und dem kleinen Deichseitengraben (24%).

Tab. 14: Vergleich der Ähnlichkeitsindices (Jaccard Index (SI_j) /Sörensen Index (SI_s)) bei *Perca fluviatilis* sämtlicher Probenahmen. A: Wehr Benninghausen, B: Kessler Mühle, C: Wehr Uentrop, D: Wehr Buddenburg, E: Deichseitengraben, F: Quabbe, S: Sommer.

Fischart		<i>Perca fluviatilis</i>									
Probenahme		S08A	S08C	S08D	S08E	S08F	S09A	S09B	S09C	S09D	S09E
S08A	SI_j	1	0,75	0,38	0,56	0,75	0,46	0,46	0,70	0,44	0,44
	SI_s	1	0,75	0,38	0,59	0,75	0,57	0,57	0,78	0,47	0,47
S08C	SI_j		1	0,29	0,71	0,67	0,38	0,42	0,67	0,38	0,57
	SI_s		1	0,31	0,77	0,86	0,38	0,42	0,67	0,43	0,62
S08D	SI_j			1	0,24	0,43	0,27	0,27	0,38	0,60	0,33
	SI_s			1	0,40	0,60	0,27	0,27	0,46	0,80	0,44
S08E	SI_j				1	0,63	0,55	0,55	0,67	0,38	0,83
	SI_s				1	0,71	0,71	0,71	0,80	0,43	0,83
S08F	SI_j					1	0,55	0,50	0,56	0,57	0,50
	SI_s					1	0,67	0,63	0,67	0,62	0,53
S09A	SI_j						1	0,83	0,54	0,46	0,46
	SI_s						1	0,87	0,58	0,46	0,46
S09B	SI_j							1	0,67	0,46	0,46
	SI_s							1	0,70	0,46	0,46
S09C	SI_j								1	0,40	0,56
	SI_s								1	0,42	0,56
S09D	SI_j									1	0,43
	SI_s									1	0,50
S09E	SI_j										1
	SI_s										1

Im Sommer 2009 besaßen die beiden oberen Probenahmestellen des Lippehauptstroms, Wehr Benninghausen und Kessler Mühle, die größte Ähnlichkeit ($SI_j=83\%/SI_s=87\%$). Auch hier nahmen die Übereinstimmungen der Proben mit steigender Belastung des Gewässers ab.

4.4 Vergleichsuntersuchungen vorangegangener Arbeiten

Um den Einfluss biotischer und abiotischer Faktoren eines Gewässers auf die Parasitierung von Fischen und somit auch den potentiellen Nutzen von Fischparasiten als Bioindikatoren feststellen zu können, wurden die gesammelten Ergebnisse mit denen vorangegangener Arbeiten verglichen.

Die ökologischen Parameter (Kapitel 4.3) wurden für die Vergleichsuntersuchungen berechnet und sind in den folgenden Tabellen (Tab. 15, 16, 17) für jeden Gewässertypus einzeln aufgeführt. Tabelle 15 fasst die ökologischen Parameter für *Rutilus rutilus* aus Seen in NRW zusammen.

Tab. 15: Vergleichsdaten von *Rutilus rutilus* aus Seen in NRW, die in vorangegangenen Arbeiten (Grabowski 2007, Pikalov 2010) untersucht wurden. n. u.: nicht untersucht.

Fischart	<i>Rutilus rutilus</i>					
	Gewässer Größe [ha]	Heidhornsee 1	Ödingteich 2	Tongrube 3-4	Dörpfeldsee 7	Masureensee 30
HSI _{SG}		1,21	0,93	0,77	-	-
K _{SL}		1,52	1,57	1,49	-	-
H' Endo		0,16	0,13	0,00	0,33	0,10
D Endo		0,95	1,08	1,00	1,20	1,04
E/E (R)		0,14	0,25	1,00	0,66	0,75
P _[%] Trichodina		n. u.	n. u.	n. u.	8,50	0,00
E Endo		0,08	0,10	0,00	0,20	0,09
BP %		97,4	96,3	100,0	90,8	98,1
Dom. Art		<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>	<i>C. fennica</i>	<i>P. scolecina</i>	<i>P. scolecina</i>

Tabelle 16 zeigt die berechneten ökologischen Parameter für *R. rutilus* aus Talsperren in NRW.

Tab. 16: Vergleichsdaten von *Rutilus rutilus* aus Talsperren in NRW, die in vorangegangenen Arbeiten (Pothmann 2009, Bley 2010) untersucht wurden. Möhnetalsperre I: Bley 2010, Möhnetalsperre II: Pothmann 2009, n. u.: nicht untersucht.

Fischart	<i>Rutilus rutilus</i>				
	Versetalsperre Größe [km ²]	Hennetalsperre 2,1	Sorpetalsperre 3,3	Möhnetalsperre I 10,3	Möhnetalsperre II
HSI _{SG}	1,8	1,68	-	2,37	-
K _{SL}	2,80	1,68	2,06	1,11	2,60
H' Endo	0,60	0,07	0,14	0,30	1,02
D Endo	1,62	1,03	1,06	1,18	2,50
E/E (R)	0,33	0,33	0,40	0,33	0,29
P _[%] Trichodina	n. u.	n. u.	n. u.	n. u.	n. u.
E Endo	0,54	0,06	0,09	0,27	0,52
BP %	74,5	98,8	97,3	91,8	46,2
Dom. Art	<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>	<i>T. clavata</i>

Tab. 17: Vergleichsdaten von *Rutilus rutilus* aus Fließgewässern in NRW, die in vorangegangenen Arbeiten (Grabowski 2007, Emde 2010) untersucht wurden. DSK: Diergardt'scher Seitenkanal, n. u.: nicht untersucht.

Fischart	<i>Rutilus rutilus</i>			
	Gewässer Länge [km]	DSK	Rhein	Ruhr
HSI _{SG}		5,00	1360,00	217,00
K _{SL}		-	1,18	-
H' Endo		-	2,20	-
D Endo		1,04	0,61	0,27
E/E (R)		2,57	2,34	1,11
E/E (R)		0,60	0,33	0,71
P _[%] Trichodina		0,00	n. u.	25,70
E Endo		0,75	0,34	0,15
BP %		45,2	48,7	94,8
Dom. Art		<i>D. spathaceum</i>	<i>T. clavata</i>	<i>D. spathaceum</i>

In den Arbeiten über die Sorpe- und Möhnetalsperre II (Pothmann 2009) wurde das Lebergewicht nicht ermittelt. Deshalb konnte der Hepatosomatische Index nicht berechnet werden. Die für die Fließgewässer berechneten Parameter sind in Tabelle 17 aufgeführt. Da in der Arbeit von Grabowski (2007) die Standardlänge und das Lebergewicht nicht berechnet wurden, konnte für den DSK und die Ruhr weder der HSI noch der HSI_{SG} oder der K_{SL} berechnet werden.

4.5 Statistische Analysen

Um die Unterschiede bzw. Ähnlichkeiten von Parasitengemeinschaften zu beurteilen, wurden die Abundanzdaten der Parasiten statistisch miteinander verglichen. Es wurden SIMPER- und Cluster-Analysen durchgeführt sowie MDS Plots erstellt. Die Daten der Regionen, Jahre und Größenklassen wurden gegenüber gestellt. Die Ergebnisse sind in Anhang VII detailliert zusammengefasst.

4.5.1 Regionalität

SIMPER-Analyse: Im Sommer 2008 wurden die Unterschiede in der Parasitierung von *Rutilus rutilus* hauptsächlich durch die Arten *Contracaecum micropapillatum* (A/C, C/D, C/F), *Tylodelphys clavata* (A/D, A/E, C/E, E/F) und *Dactylogyrus* sp. (A/F, D/E, D/F) hervorgerufen. Im Winter 2009 entstand die Differenz zwischen den Proben durch die Art *T. clavata* (22,9%), wobei die durchschnittliche Dissimilarität mit 91,9% sehr hoch war. Im Sommer 2009 ging die Unterscheidung der Parasitenfaunen von den Arten *Dactylogyrus* sp. (A/E, C/E, D/E) und *T. clavata* aus (A/C, A/D, C/D). *Contracaecum micropapillatum* nahm eine untergeordnete Stellung im System ein. Bei *Perca fluviatilis* lagen die regionalen Unterschiede laut SIMPER-Analyse an den Arten *Camallanus lacustris* (A/C, A/E, C/D), *T. clavata* (A/D, C/E) und in einem Fall auch an *Bunodera luciopercae* (D/E). Im Sommer 2009 wurden die Unterschiede in der Regionalität von den Arten *T. clavata* (A/B, A/D, B/D, A/E, B/E, C/E, D/E) und *Acanthocephalus lucii* (A/C, B/C, C/D) bestimmt.

Cluster-Analyse und MDS Plots: Im Jahr 2008 konnten die Proben von *R. rutilus* in der Cluster-Analyse nicht voneinander getrennt werden. Der Stressfaktor betrug 0,01, d.h. die Darstellung der Ergebnisse war vertrauenswürdig. Im MDS Plot ließ sich eine große Ähnlichkeiten der Proben aus dem Deichseitengraben und der Proben vom Wehr Buddenburg in der Lippe feststellen. Auch die ANOSIM bestätigte mit R=0,276 eine hohe Ähnlichkeit der Proben (p=0,1%). Die vertrauenswürdige Darstellung (Stress: 0,01) der Daten vom Winter 2009 konnte die Regionen anhand der Cluster Analyse und des MDS Plots nicht unterscheiden. Die ANOSIM zeigte eine sehr große Ähnlichkeit der Proben (R: 0,084, p=0,1%). Im Sommer 2009 war die Ähnlichkeit der Proben ebenfalls zu groß um sie in einer Cluster-Analyse oder einem MDS Plot (Stress: 0,01) zu unterscheiden. Die ANOSIM bestätigte die regionale Similarität der Proben (R: 0,116/p=0,1%). Bei *P. fluviatilis*

wurde die Ähnlichkeit der Regionalität sowohl im Sommer 2008 als auch 2009 in den statistischen Analysen noch deutlicher (Stress jeweils 0,01). Auch die ANOSIM zeigte große regionale Übereinstimmungen ($R: 0,376-0,405$, $p=0,1\%$).

4.5.2 Annualität

SIMPER-Analyse: Im annualen Vergleich der Probestellen wurden die Unterschiede der Parasitierung von *Rutilus rutilus* maßgeblich durch die Arten *Contracaecum micropapillatum*, *Trichodina jadranica* und *Tylodelphys clavata* herbeigeführt. Bei *Perca fluviatilis* wurde der Unterschied am stärksten durch die Arten *Camallanus lacustris* und *T. clavata* beeinflusst.

Cluster-Analyse und MDS Plots: Bei *R. rutilus* wurde die Parasitierung im annualen Vergleich als sehr ähnlich eingestuft. Auch die ANOSIM bestätigte dies mit Werten zwischen 0,02 und 0,20. Bei *P. fluviatilis* schien es bei den Proben vom Wehr Uentrop zuerst möglich, eine Distinktion zwischen den beiden Jahren herzustellen. Der Stressfaktor des MDS Plots lag jedoch bei 0,22, was eine nicht vertrauenswürdige Darstellung indizierte. Das Ergebnis der ANOSIM lag bei 0,213 ($p=0,1\%$). Auch am Standort Deichseitengraben konnte zwischen den Proben der beiden Jahre nicht unterschieden werden ($p=14,3\%$).

4.5.3 Größenklassen

SIMPER-Analyse: In der Weise wurde *Rutilus rutilus* aus vier verschiedenen Größenklassen untersucht. Die Unterschiedlichkeit in der Parasitierung resultierte vor allem aus der Art *Myxidium rhodei*.

Cluster-Analyse und MDS Plots: Durch die Cluster-Analyse sowie den MDS Plot war es nicht möglich Unterschiede in der Parasitenfauna der Fische aufzudecken. Die ANOSIM ergab ein Ergebnis von $R=0,014$, jedoch mit einem hohen Signifikanzlevel von 31,1%.

4.6 Visuelle Integration verschiedener Parameter

Um den Zustand eines Gewässers verständlich zu beschreiben, wurden spezifische Parameter in Form eines Stargraphen (Palm & Rückert 2009) abgebildet. Aufgrund vieler Einzeldaten ist die Auswertung parasitologischer Untersuchungen und das leicht verständliche Darstellen der Ergebnisse ein großes Problem. Um die Aussagekraft und Zuverlässigkeit der Graphen zu maximieren, wurde die Kombination verschiedener Parameter getestet. Diese wurden so in das System integriert, dass zum Zentrum orientierte Werte eine negative Beeinflussung des Gewässers indizieren. Zunächst wurden die Skalierungen von Kleinertz (2010) übernommen. Diese Skalierung resultierte aus den errechneten Werten für Zackenbarsche aus indonesischen Küstengebieten (Palm et al. 2011). Da sich herausstellte, dass bei Süßwasserfischen unserer heimischen Gewässer die Werte der Parameter weniger streuen, wurde die Skalierung in einem zweiten Schritt an eine gemäßigte

Klimazone angepasst. Berücksichtigt wurden dabei die Ergebnisse für *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* sämtlicher in NRW durchgeführten parasitologischen Untersuchungen der letzten Jahre. Um den Gesundheitszustand der Fische darzustellen hat sich der K_{SL} als aussagekräftigster Parameter bewährt. Im ersten Schritt gingen die Parasitenarten, die laut Simper-Analyse für die Unterscheidung der Probenahmen bedeutend waren, mit ihren Prävalenzen in den Stargraphen ein. Die Prävalenz von *Myxidium rhodei* war im Allgemeinen recht gering, weshalb der Graph an dieser Stelle weit nach außen gerichtet war. Die weiteren Parameter unterlagen großen Schwankungen, abhängig von der jeweiligen Probestelle (siehe Kapitel 4.6.1). Auch im Vergleich der verschiedenen Jahre waren Schwankungen zu erkennen (siehe Kapitel 4.6.2). Die Ergebnisse von *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* müssen artspezifisch betrachtet werden. In Anhang VIII sind die Stargraphen sämtlicher Probenahmen für beide Zielfischarten dargestellt.

4.6.1 Regionalität

In der vorliegenden Untersuchung wurden verschiedene Bereiche eines Flusssystemes in Nordrhein-Westfalen (Lippe) beprobt. Im Folgenden sollte getestet werden, ob ökosystemare Unterschiede zwischen den Probestellen bestehen, die mit der Stargraph-Methode (Palm & Rückert 2009) sichtbar gemacht werden können. Da annuelle Abweichungen zwischen den Jahren 2008 und 2009 bestehen könnten, die in diesem Kapitel vorerst jedoch unbeachtet bleiben sollten, wurden die Daten der beiden Sommerproben zusammengefasst. Diese wurden in das System (Kapitel 4.6) integriert. Abbildung 11 zeigt die visuelle Integration von zehn Parametern zur Bioindikation für *Rutilus rutilus*, jeweils an einem natürlichen und einem thermisch belasteten Standort. Verwendet wurden in diesem ersten Schritt die Parasitenarten, die laut statistischer Analysen (Simper) ausschlaggebend für Unterschiede zwischen den Probestellen waren. Die Diversitätsindices (H' , D) und die Evenness zeigten mit zunehmendem Belastungsgrad des Gewässers eine eindeutige Orientierung zum Zentrum des Graphen. Ebenso verhielten sich die Prävalenzen von *Myxidium rhodei* und *Tylodelphys clavata*. Bei beiden Arten unterschieden sich die Prävalenzen des unbelasteten Wehres Benninghausen hochsignifikant von denen des belasteten Wehres Uentrop. Bei letzterer Art war der Trend am deutlichsten zu erkennen. Bei *Dactylogyrus* sp. zeigte sich die Verbreitung unabhängig von der thermischen Belastung. Auch der Konditionsfaktor (K_{SL}) und die Prävalenz von *Trichodina* spp. blieben weitestgehend konstant. Das Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis sowie die Prävalenz von *Contracaecum micropapillatum* zeigten jedoch eine Orientierung nach außen mit steigender Belastung. Ein eindeutiges Ergebnis war an diesem System nicht abzulesen, da die verwendeten Parasitenarten unterschiedlich auf die künstliche Erwärmung des Gewässers reagierten.

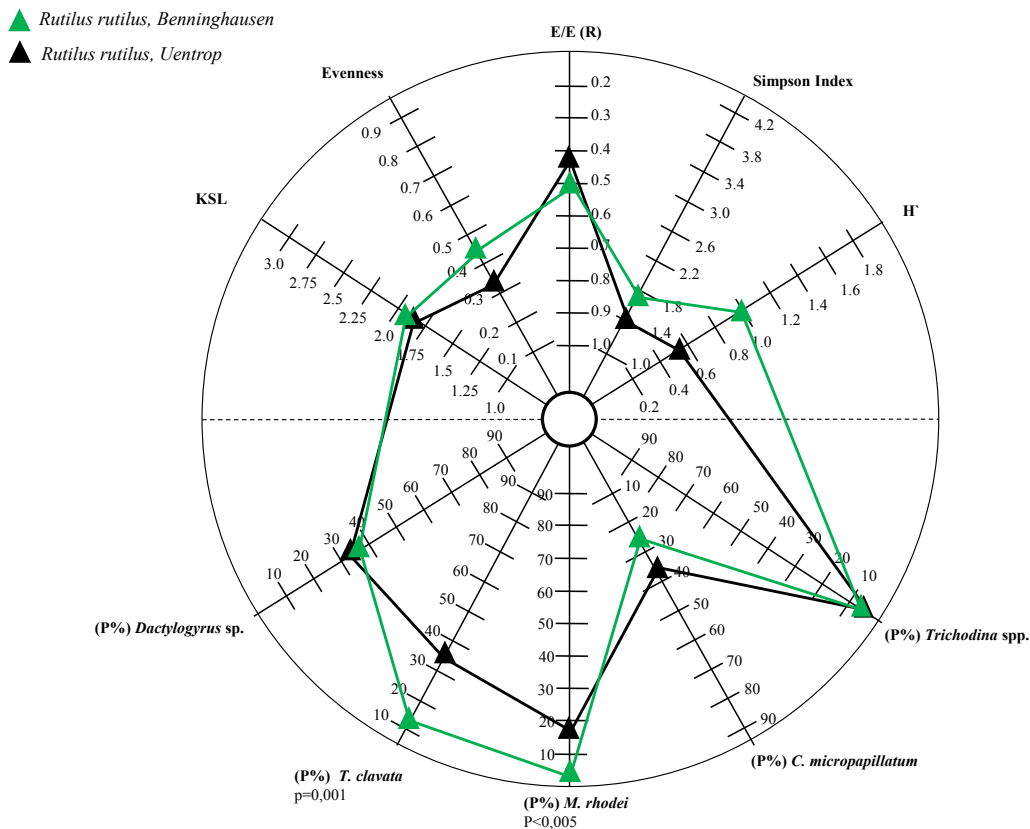


Abb. 11: Visuelle Integration der genutzten Parameter aus Version 3 von *Rutilus rutilus*. Verwendet wurden die zusammengefassten Daten der Sommerprobenahmen vom Wehr Benninghausen (A) und Wehr Uentrop (C).

In einem zweiten Schritt wurde vor allem der Einfluss der thermischen Belastung auf das Ökosystem Lippe graphisch dargestellt und bewertet (Abb.12). Dafür wurden die Prävalenzen der nachgewiesenen Arten angegeben, die laut einschlägiger Literatur (Lafferty 1997, Lafferty & Kuris 1999, MacKenzie 1999, Palm 2011, Palm et al. 2011) durch eine thermische Belastung beeinflusst werden. Diese wurden weiterhin so in das System integriert, dass zum Zentrum orientierte Werte eine negative Beeinflussung des Gewässers indizieren (Palm & Rückert 2009). Dies führte dazu, dass die Prävalenz von *Dactylogyrus* sp. im Folgenden von innen nach außen skaliert ist. Es konnte verglichen werden, wie groß der tatsächliche Einfluss der thermischen Belastung in Konkurrenz zu weiteren Faktoren eines anthropogen geprägten Ökosystems ist. Durch die Modifikation der Parameter wurden die Schwankungen reduziert und ein aussagekräftigeres System geschaffen. Sämtliche Werte des belasteten Standortes Wehr Uentrop lagen weiter zum Zentrum orientiert als die Werte des unbelasteten Wehr Benninghausen. Die einzige Ausnahme bildete der E/E (R). Die Prävalenzen von *Trichodina* spp. und *Dactylogyrus* sp. blieben weitestgehend konstant.

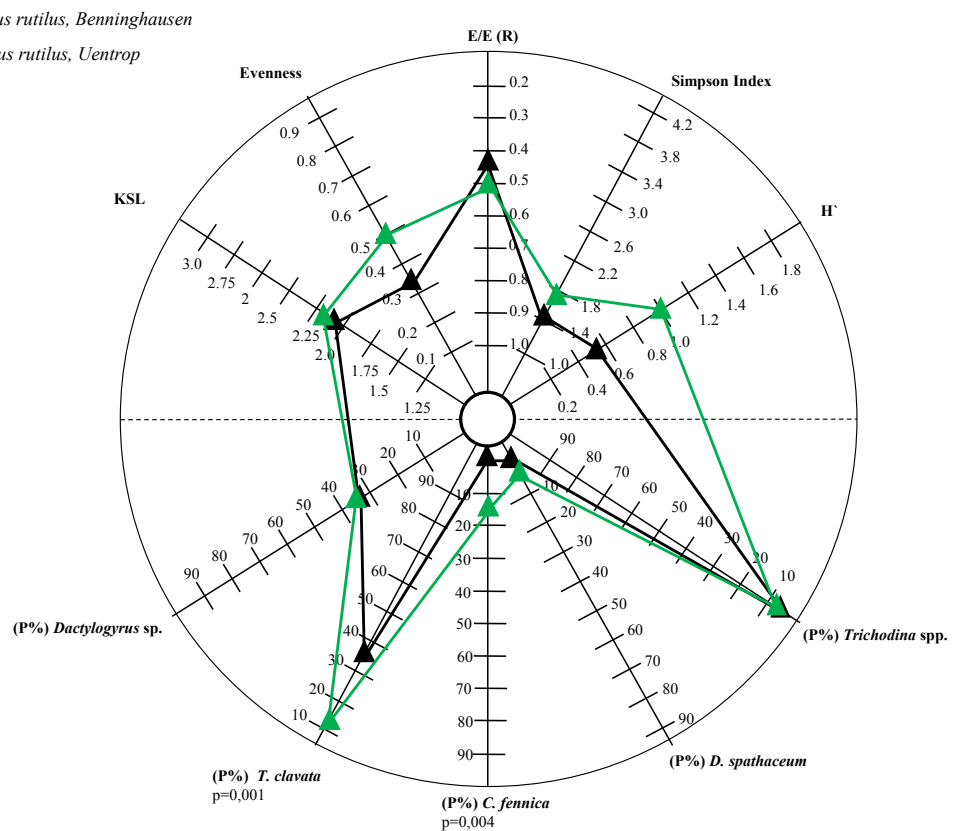


Abb. 12: Visuelle Integration der genutzten Parameter zur Indikation der thermischen Belastung für *Rutilus rutilus*. Verwendet wurden die zusammengefassten Daten der Sommerprobenahmen vom Wehr Benninghausen (A) und Wehr Uentrop (C).

Im unteren Bereich war die Belastung am deutlichsten an der Prävalenz von *T. clavata* abzulesen. Die Prävalenzen unterschieden sich mit steigender Belastung hochsignifikant voneinander ($p < 0,001$). Aber auch die Prävalenz von *C. fennica* unterschied sich hochsignifikant ($p = 0,004$).

Für *Perca fluviatilis* wurde der untere Bereich des Systems artspezifisch angepasst. Zuerst wurden ebenfalls die Arten integriert, die laut Simper-Analyse den größten Einfluss auf Unterschiede der verschiedenen Probestellen nahmen. Die visuelle Integration der Parameter (Abb. 13) ergab ein abweichendes Bild zu *R. rutilus*. Hier besaß der Stargraph des belasteten Wehres Uentrop eine größere Fläche als der des unbelasteten Wehres Benninghausen. Der Chi-Quadrat-Test zeigte, dass sich die Prävalenzen der Arten *Camallanus lacustris*, *Bunodera luciopercae* und *Acanthocephalus lucii* signifikant unterschieden. In der zur Indikation der thermischen Belastung angepassten Version des Stargraphs (Abb.14) zeigte sich ebenfalls kein stringentes Ergebnis. Bei allen Parametern orientierten sich die Werte der unbelasteten Probestelle weiter nach außen, nur der E/E (R) und der K_{SL} zeigten konstante Werte. Der Chi-Quadrat-Test zeigte, dass sich bei den Prävalenzen der Arten *Camallanus lacustris*, *Bunodera luciopercae*, *Acanthocephalus lucii* die Proben signifikant unterschieden.

4 Ergebnisse

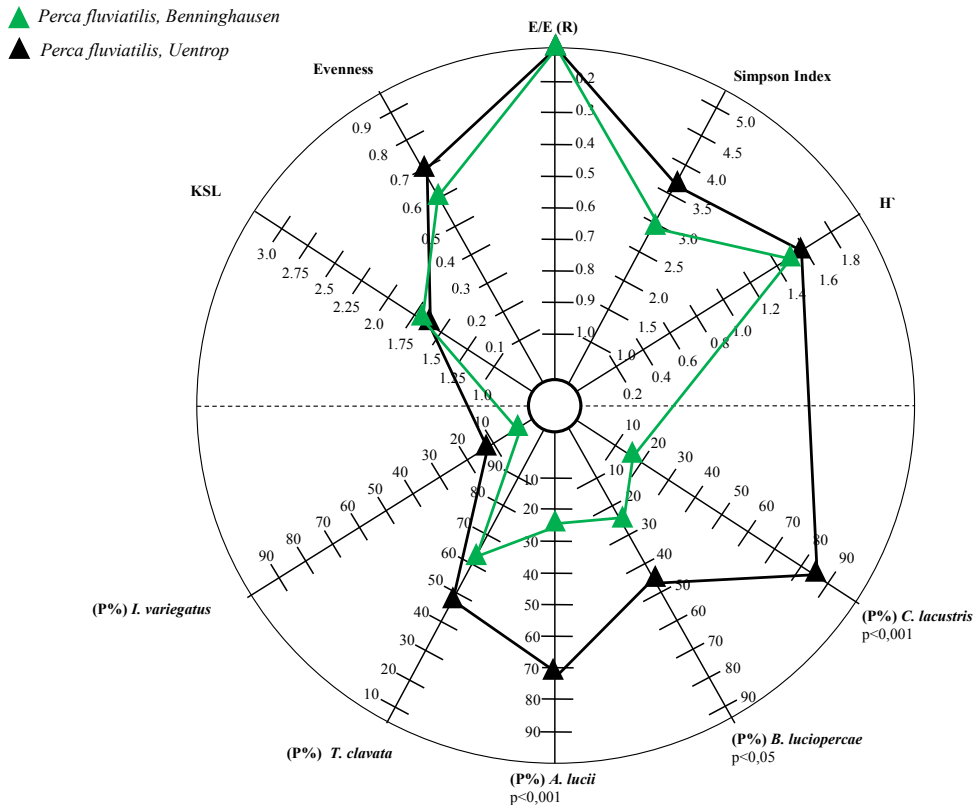


Abb. 13: Visuelle Integration der genutzten Parameter aus Version 3 von *Perca fluviatilis*. Verwendet wurden die zusammengefassten Daten der Sommerprobenahmen vom Wehr Benninghausen (A) und Wehr Uentrop (C).

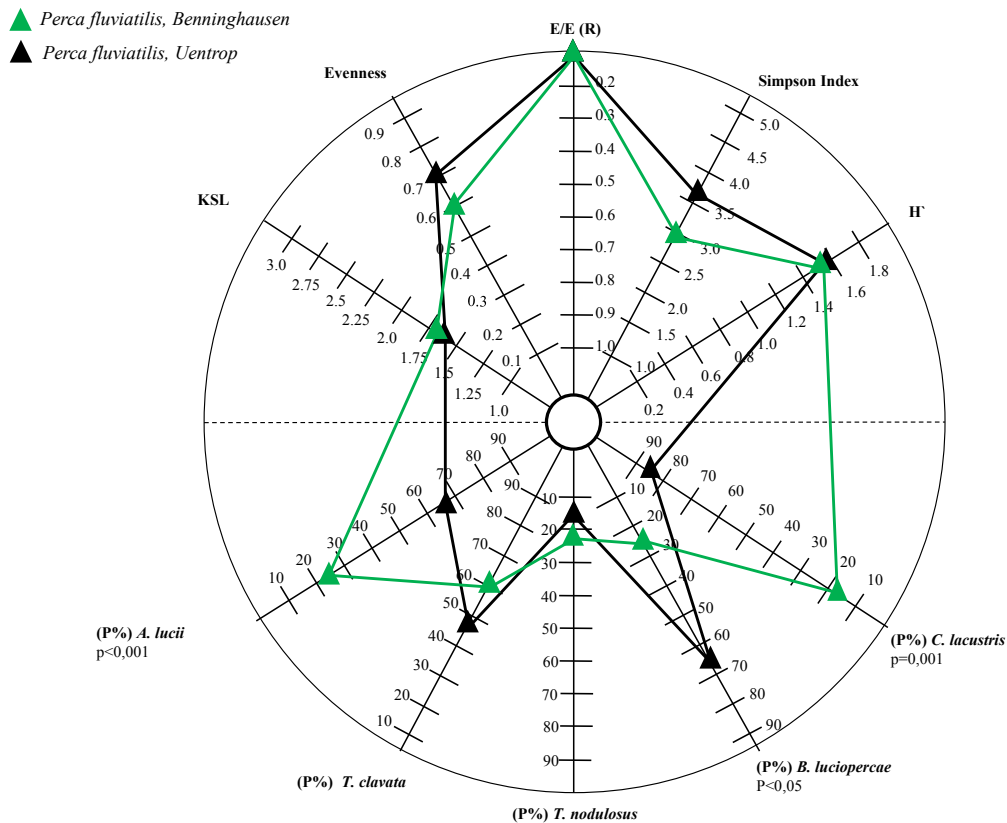


Abb. 14: Visuelle Integration der genutzten Parameter zur Indikation der thermischen Belastung für *Perca fluviatilis*. Verwendet wurden die zusammengefassten Daten der Sommerprobenahmen vom Wehr Benninghausen (A) und Wehr Uentrop (C).

Beim Shannon-Wiener Index, dem Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis und dem K_{SL} waren die Werte der beiden Probestellen konstant. Bei sämtlichen weiteren Parametern lagen die Werte des belasteten Wehres Uentrop nach außen orientiert. Da sich die Ergebnisse nicht proportional zur Wärmebelastung verhielten, konnte ein direkter Zusammenhang zwischen der Parasitierung bzw. dem Gesundheitsstatus der Fische und der thermischen Belastung nicht hergestellt werden.

4.6.2 Annualität

Da in der vorliegenden Untersuchung vier Standorte in zwei aufeinander folgenden Jahren beprobt wurden, konnten Rückschlüsse auf die annuelle Entwicklung der Parasitenfauna und somit auch auf die des Ökosystems gezogen werden. Für eine nachvollziehbare Analyse wurden die spezifischen Parameter aus Kapitel 4.6.1 übernommen. Die Stargraphen sämtlicher Probestellen aus den Sommern 2008 und 2009 sowie der Winterprobenahme 2009 sind in Anhang VIII (Annualität) dargestellt.

Rutilus rutilus: Am unbelasteten Wehr Benninghausen besaß der Stargraph im Jahr 2008 eine größere Fläche als im Jahr 2009. Vor allem der Dominanz- und die Diversitätsindices sowie die Prävalenz von *Contraecaecum micropapillatum* unterschieden sich im annuellen Vergleich. Am belasteten Wehr Uentrop zeigte sich ein ähnliches Bild. Die Veränderung der Diversitätsindices und des Dominanzindex fielen jedoch geringer aus. In den Winterprobenahmen stiegen besonders die Diversitätsindices an. Die Stargraphen vom Wehr Buddenburg ähnelten sich im annuellen Vergleich am meisten. Die Prävalenz von *C. micropapillatum* sankt leicht ab, somit lag der Wert weiter nach innen gerichtet. Die Prävalenz von *Dactylogyrus* sp. und der K_{SL} stiegen leicht an. Auch die Stargraphen des Deichseitengrabens wichen in den Sommerproben nur geringfügig voneinander ab. Lediglich die Prävalenz von *Dactylogyrus* sp. stieg leicht an. Im Winter besaß der Graph, vor allem dank der Diversitätsindices, der Evenness und der Prävalenz der *Trichodina* spp., eine größere Fläche.

Perca fluviatilis: Am Wehr Benninghausen stiegen die Werte der Diversitätsindices im zweiten Jahr an, wodurch der Stargraph größer wurde. Die Prävalenzen der Parasitenarten sanken jedoch ab und orientierten sich weiter nach innen. Am Wehr Uentrop blieb die Biodiversität der Parasiten in der annuellen Gegenüberstellung gleich, die Dominanz einzelner Parasitenarten stieg leicht an. Die Prävalenzen von *Acanthocephalus lucii* und *Ichthyocotylurus variegatus* verlagerten sich im Jahr 2009 weiter nach außen. Die Stargraphen der beiden Jahre vom Wehr Buddenburg zeigten ein übereinstimmendes Bild. Im Nebengewässer Deichseitengraben wurde die Fläche des Stargraphen im zweiten Jahr etwas größer. So orientierten sich die Diversitätsindices, die Evenness und die Prävalenz von *T. clavata* weiter nach außen.

4.6.3 Gewässerstruktur/-zustand

In der vorliegenden Arbeit sollte getestet werden, ob die visuelle Integration verschiedener Parameter neben der anthropogenen Belastung auch die Struktur bzw. den gesamten Zustand eines Gewässers indizieren kann. Es sollte zwischen den Gewässertypen Fließgewässer, Stillgewässer und Talsperre unterschieden werden. In diesem dritten Schritt der Analyse wurden Parasitenarten in den Stargraphen integriert, die laut Literaturangaben unterschiedlich auf verschiedene Gewässerzustände reagieren und diese indizieren (Lafferty & Kuris 1999, Bagge et al. 2004 usw.). Somit stand der untere Bereich des Stargraphen nicht nur für die Qualität des Gewässers sondern auch für dessen Beschaffenheit. Der Stargraph wurde in einen inneren grünen Bereich, einen mittleren gelben Bereich und einen äußeren grünen Bereich eingeteilt. Die auf heimische Gewässer angepasste Skalierung aus Kapitel 4.6.1 wurde übernommen. Die Prävalenzen der verwendeten Parasitenarten gaben weiterhin Auskunft über die Qualität des Gewässers und den anthropogenen Einfluss der auf dem System lastet. In Anhang VIII sind die Stargraphen der Untersuchungsgewässer der vorliegenden Arbeit sowie die der Vergleichsarbeiten für *Rutilus rutilus* dargestellt. Dabei sind die Gewässer der jeweiligen Kategorie der Größe nach aufgeführt.

Fließgewässer: In den kleinen Fließgewässern (Diergardt'scher Seitenkanal (DSK), Quabbe, Deichseitengraben (DSG)) lagen die Werte der oberen Hälfte des Stargraphen beim DSK und dem DSG im grünen und gelben Bereich. Die Werte der Quabbe lagen sehr weit nach innen orientiert im roten Bereich. Die Evenness variierte zwischen sehr guten Werten im DSK, mittleren Werten im Deichseitengraben und sehr schlechten Werten in der Quabbe. Der E/E (R) lag im mittleren Bereich. Nur bei der Quabbe fiel er in den roten Bereich ab. Die Prävalenz von *Pomphorhynchus laevis* war sehr gering. Die Prävalenz der *Trichodina* spp. befand sich in der Quabbe im äußeren, im Deichseitengraben im mittleren Bereich. Vogel-Cestoda konnten in kleinen Fließgewässern nicht nachgewiesen werden. Die Prävalenzen der Myxozoa und der Monogenea lagen immer im grünen Bereich. Bei den mittelgroßen Fließgewässern unterschieden sich Werse, Ruhr und Lippe stark voneinander. In der Werse lagen die Parameter des oberen Bereichs weit nach außen orientiert, die Prävalenzen der Parasitenarten lagen jedoch weit im roten Bereich. Die Ruhr zeigte sich entgegengesetzt. Hier lagen die oberen Werte nach innen und die Prävalenzen nach außen orientiert. Lediglich Vogel-Cestoda konnten nur in sehr geringer Zahl nachgewiesen werden. Bei der Lippe befanden sich die Werte der oberen Hälfte im gelben Bereich. Die Prävalenzen von *P. laevis* und der Vogel-Cestoda im inneren, die der Monogenea leicht darüber im mittleren Bereich und die der *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. im äußeren Bereich. Im Rhein, einem sehr großen Fließgewässer, lagen im oberen Teil des Graphen nur der E/E (R) im äußeren Bereich. Die weiteren Parameter lagen im inneren Bereich. Auch die

Prävalenzen der indizierenden Parasitenarten waren zum Zentrum hin gelegen. Nur die Prävalenzen der Myxozoa und Monogenea lag weit außen.

Stillgewässer: Der Stargraph kleiner Stillgewässern (Heidhornsee, Ödingteich, Tongrube) waren eher spindelförmig, mit geringer seitlicher Ausdehnung. Der Großteil der Werte lag im roten Bereich. Lediglich die Prävalenz der Myxozoa sowie der E/E (R) des Heidhornsees und des Ödingteichs lagen im grünen Bereich. Die Prävalenz der *Trichodina* spp. wurde in kleinen Stillgewässern nicht untersucht. Eine Ausnahme bildeten Vogel-Cestoda im Ödingteich, deren Prävalenz im gelben Bereich lag. In den untersuchten Stillgewässern konnte *Pomphorhynchus laevis* nicht nachgewiesen werden. Die Stargraphen der mittleren und großen Stillgewässer (Dörpfeldsee, Masureensee) wiesen eine hohe Similarität auf, unterschieden sich aber deutlich von der der kleinen Stillgewässer. Die Werte des oberen Bereichs lagen in beiden Fällen hauptsächlich im roten Bereich. Die Prävalenz der Parasitenarten, außer von *P. laevis*, lagen im grünen Bereich.

Talsperren: Betrachtet man die Ergebnisse der kleinen Talsperren (Verse-, Henne-, Sorpetalsperre) fällt auf, dass sich der Stargraph der Versetalsperre von denen der anderen beiden Gewässer unterscheidet. Der K_{SL} , die Evenness und der E/E (R) lagen weit außen im grünen Bereich. Somit stellte die Versetalsperre das einzige Gewässer NRWs dar, in dem *Rutilus rutilus* einen positiven Konditionsfaktor aufwies. Die Graphen der beiden anderen kleinen Talsperren ähnelten stark denen der kleinen Stillgewässer, nur dass der K_{SL} höher war. In den Talsperren wurden keine Myxozoa spp. nachgewiesen, was dazu führte, dass sich die Werte ganz außen befanden. Im inneren Kreis befanden sich die Prävalenzen der anderen indizierenden Arten. Die große Möhnetalsperre wurde zweimal beprobt, im Frühjahr (Möhnetalsperre I) und im Spätsommer/Herbst 2009 (Möhnetalsperre II). Die Darstellung der Ergebnisse aus dem Frühjahr wies eine große Ähnlichkeit zur Henne- und Sorpetalsperre auf. Alle Parameter lagen im Zentrum des Stargraphen, nur der E/E (R) und die Prävalenz der Myxozoa spp. lagen außen im grünen Bereich. Im Herbst (Möhnetalsperre II) war die Fläche des Graphen größer. Die Werte des oberen Bereichs befanden sich im gelben bis grünen Bereich. Auch die Prävalenz der Monogenea stieg an und befand sich ganz außen.

Um zu testen, ob eine Unterscheidung der Gewässertypen anhand des Stargraphen möglich ist, wurde ein Masterstargraph erstellt, der die Typen Fließgewässer, Stillgewässer und Talsperren vergleichend darstellt. Die Ergebnisse sämtlicher Gewässer einer Kategorie wurden hierfür zusammengefasst. So entstand für jeden Gewässertypus ein Masterstargraph, der sämtliche Proben vereint (Abb. 15). In den meisten Fällen orientierten sich die Werte der Fließgewässer am weitesten nach außen, die der Talsperren in die Mitte und die der Stillgewässer am weitesten nach innen. Die Diversitäts- und Dominanzindices unterschieden sich signifikant voneinander ($p < 0,001$). Der E/E (R) der Talsperren lag weiter außen als der der anderen Gewässertypen. Die Parasitenarten traten gewässerspezifisch auf. Der

Acanthocephala Pomphorhynchus laevis konnte nur in Fließgewässern nachgewiesen werden, erschien aber auch dort nur im inneren Kreis. Trotzdem war der Wert extrem signifikant unterschiedlich ($p < 0,001$) zu denen der Stillgewässer und Talsperren. Auch die Prävalenzen der *Trichodina* spp. ($p < 0,05$) und Monogenea waren in den Fließgewässern am höchsten. Vogel-Cestoda konnten nur in Stillgewässern nachgewiesen werden. Die Prävalenz lag im mittleren Bereich und unterschied sich extrem signifikant ($p < 0,001$) zu der von Fließgewässern und Talsperren.

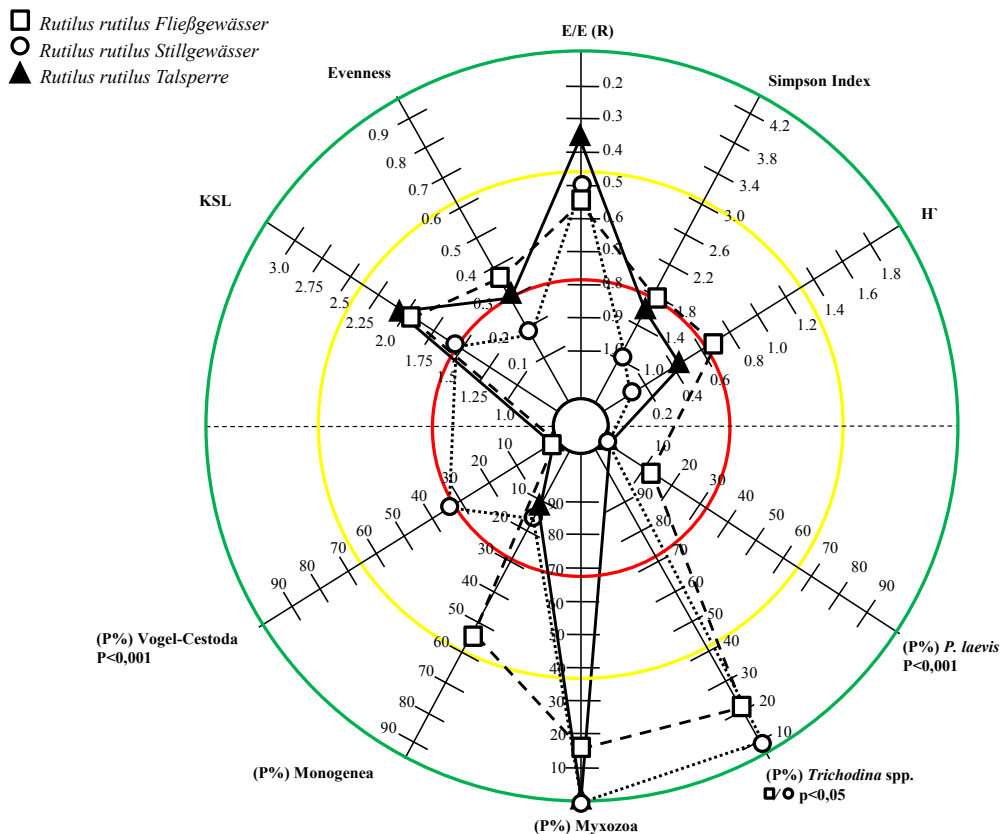


Abb. 15: Masterstar graph zur Differenzierung verschiedener Gewässertypen.

4.7 Nahrungsökologische Untersuchungen

Bei allen untersuchten Fischen wurden neben den parasitologischen Untersuchungen auch Mageninhaltsanalysen durchgeführt.

In *Rutilus rutilus* konnten im Sommer 2008 über 25 verschiedene Beuteorganismen der Großgruppen Arachnida, Mollusca, Annelida, Crustacea, Insecta und Plantae nachgewiesen werden. An sämtlichen Standorten stellten Pflanzen den wichtigsten Nahrungsbestandteil dar (IRI: 2573–10639). Insecta, vor allem Larven, konnten besonders häufig abseits des Hauptstroms (IRI: 2886/4321) nachgewiesen werden. In den Nebengewässern sowie am Wehr Buddenburg ernährten sich die Fische auch in größeren Häufigkeiten (IRI: 1377–2719) von Mollusca (Bivalvia). Arachnida (*Hygrobatas fluviatilis*) und Crustacea (Cladocera,

Ostracoda) spielten im Sommer 2008 nur eine untergeordnete Rolle (IRI: 0,4–539) in der Ernährung von *R. rutilus*.

Die Ernährungsgewohnheiten der Fische änderten sich im Winter. Im Hauptstrom der Lippe (Wehr Uentrop) stellten zwar weiterhin Pflanzen den Großteil der Nahrung dar (IRI: 4027), aber auch Crustacea nahmen als Beuteorganismen an Bedeutung zu (IRI: 1546). Im Deichseitengraben konnten nur geringe Mengen an Pflanzen nachgewiesen werden (IRI: 187). Den Hauptbestandteil der Nahrung stellten dort adulte Insecta dar (IRI: 8176). Des Weiteren konnten Crustacea (Cladocera, Copepoda) mit einem IRI von 1879 häufig nachgewiesen werden. Im Winter konnten keine Mollusca im Darm von *R. rutilus* registriert werden.

Im Sommer 2009 ähnelte die Nahrungszusammensetzung der des Sommers 2008, jedoch konnten 2009 keine Mollusca am thermisch belasteten Wehr Uentrop nachgewiesen werden. Im Deichseitengraben war der IRI der Mollusca (*Pisidium* sp., *Valvata* sp.) allerdings viel höher als im Jahr 2008 (2719 zu 10539), womit diese Großgruppe im Sommer 2009 den Hauptbestandteil in der Nahrung von *R. rutilus* darstellte. Im saisonalen Vergleich fällt bei *R. rutilus* auf, dass die Bedeutung der Crustacea im Hauptstrom der Lippe zum Winter deutlich zunahm, die der Pflanzen dagegen abnahm. Im Deichseitengraben stieg der Stellenwert der Insecta im Winter jedoch an. Auch an diesem Standort verloren die Pflanzen an Bedeutung in der Ernährung von *R. rutilus*.

In der Welse (Sommer 2010) bestand der Darminhalt der untersuchten Fische vorwiegend aus Pflanzen (IRI: 10628). Die Großgruppen Oligochaeta, Mollusca, Crustacea und Insecta spielten nur eine untergeordnete Rolle. Betrachtet man die vier untersuchten Größenklassen getrennt voneinander, erkennt man, dass *R. rutilus* aller Größen bevorzugt Pflanzen fressen. Ein weiterer wichtiger Bestandteil der Nahrung bestand aus Insecta. Nur zwischen 10-12 cm war der IRI für Insecta sehr gering (IRI: 73) und der Wert der Crustacea hoch (IRI: 3236). In der Größenklasse 8-10 cm konnten die einzigen Oligochaeta nachgewiesen werden (IRI: 321). Mollusca spielten nur eine untergeordnete Rolle mit einem IRI zwischen 78 und 630.

Die Nahrungskomposition von *Perca fluviatilis* war im regionalen Vergleich unterschiedlich und bestand insgesamt aus über 30 verschiedenen Beuteorganismen der Großgruppen Annelida, Crustacea, Insecta, Teleostei und Plantae. Am Wehr Benninghausen dominierten Beuteorganismen der Großgruppe Teleostei, am Wehr Uentrop und in der Quabbe wurden vorwiegend Insecta (Larvae) nachgewiesen. Am Wehr Buddenburg und im Deichseitengraben herrschten Crustacea vor. Am Wehr Buddenburg waren diese vor allem Amphipoda, im Deichseitengraben dagegen Cladocera, Decapoda und Isopoda.

Auch im Sommer 2009 wurde die Nahrung von *P. fluviatilis* hauptsächlich durch Crustacea (Amphipoda) bestimmt. Insecta (Nematoceralarvae) waren im Deichseitengraben mit einem IRI von 6556 der häufigste Beuteorganismus. Teleostei und Pflanzen stellten in den

Nebengewässern eine untergeordnete Rolle dar. Im annualen Vergleich konnte man feststellen, dass Crustacea insgesamt an Bedeutung gewonnen und Teleostei verloren haben. Nur im Deichseitengraben stieg der IRI der Teleostei von 1053 auf 3444.

Auffällig war die Tatsache, dass die Zahl der nach dem Jahr 1492 eingewanderten bzw. durch den Menschen in fremde Gebiete eingebrachte (neozoische) Amphipoda (Nehring 2011) von 2008 zu 2009 erheblich angestiegen ist. Diese Zunahme ist in Abbildung 16 abgebildet.

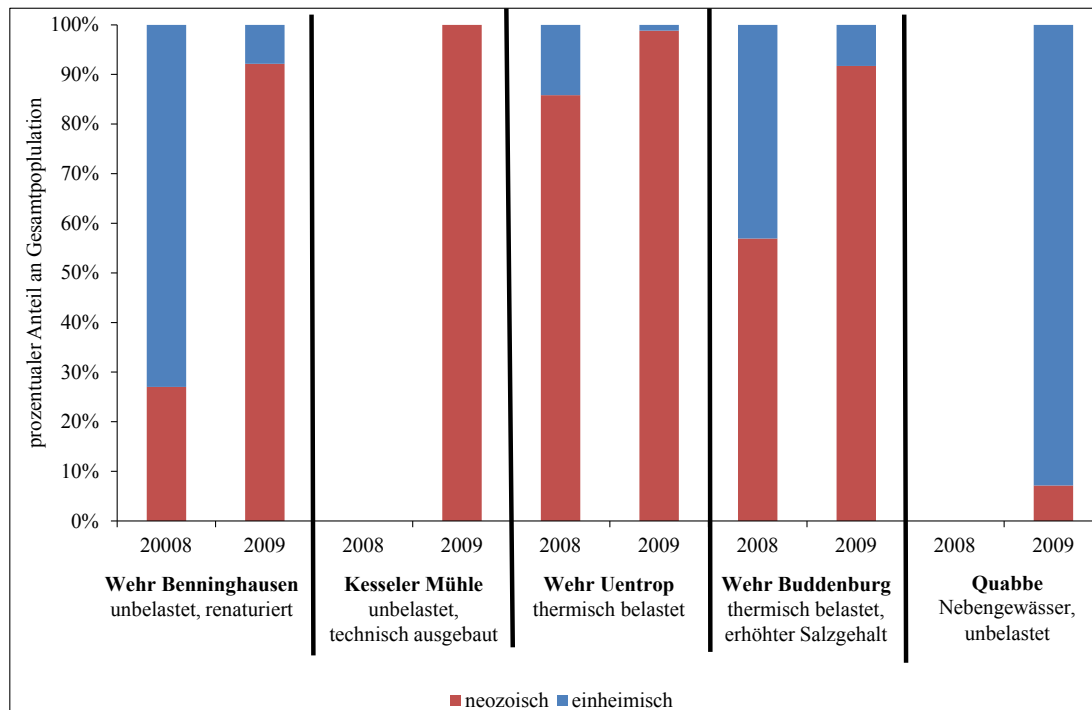


Abb. 16: Verteilung einheimischer und neozoischer Amphipoda (Individuenzahl) an den untersuchten Probestellen.

Am unbelasteten Wehr Benninghausen stieg der Anteil der neozoischen Amphipoda von 27,0% auf 92,1%. An der Kessler Mühle traten im Sommer 2009 ausschließlich neozoische Arten auf (*Dikerogammarus villosus* und *Echinogammarus berilloni*). An der thermisch belasteten Probestelle Wehr Uentrop lag der Anteil der fremden Arten schon im Jahr 2008 bei 85,8%, stieg aber im Folgejahr noch auf 98,8% an. Auch am Wehr Buddenburg ist ein eindeutiger Anstieg neu eingewanderter Amphipoda zu verzeichnen. Auch hier waren vor allem die Arten *Dikerogammarus villosus* und *Echinogammarus berilloni* bestimmend. Die Anzahl der neozoischen Arten blieb jedoch an allen Probestellen konstant.

Die Ergebnisse der Berechnungen des prozentualen Vorkommens, des Gewichtsanteils und der Anzahl sowie des Index der Relativen Bedeutung (IRI) sind in Anhang IX zusammenfassend dargestellt.

4.8 Artenverteilung und Befall der Zwischenwirte

In der vorliegenden Arbeit wurden 1002 Amphipoda bestimmt und parasitologisch untersucht. Die Probenahme fand am Wehr Buddenburg statt, da in den untersuchten Fischen dieses Standortes die meisten Amphipoda nachgewiesen werden konnten. Die untersuchten Amphipoda gehörten acht Arten an, die Tabelle 18 entnommen werden können.

Tab. 18: Nachgewiesene Amphipodaarten und daraus isolierte Parasitenlarven. n: Anzahl, Prozent.: prozentual.

Art Amphipoda	n Amphipoda	Prozent. Anteil	Art Parasit	n Parasiten
<i>Chelicorophium curvispinum</i>	8	0,8		
<i>Dikerogammarus villosus</i>	595	59,4	<i>Pomphorhynchus</i> sp.	1
<i>Dikerogammarus haemobaphes</i>	3	0,3		
<i>Dikerogammarus</i> sp.	18	1,8		
<i>Echinogammarus ischnus</i>	8	0,8		
<i>Echinogammarus trichiatus</i>	1	0,1		
<i>Echinogammarus</i> sp.	1	0,1		
<i>Gammarus fossarum</i>	2	0,2		
<i>Gammarus pulex</i>	24	2,4		
<i>Gammarus tigrinus</i>	298	29,7		
<i>Gammarus</i> sp.	1	0,1		
Amphipoda indet.	43	4,3		

Die Amphipodafauna bestand an diesem Standort zum Großteil aus *Dikerogammarus villosus* (59,4%) und zu 29,7% aus *Gammarus tigrinus*. Die restlichen sechs Arten nahmen einen prozentualen Anteil von <10% ein. Aus *D. villosus* konnte eine Acanthocephala-Larve isoliert werden. Morphologisch wurde sie der Art *Pomphorhynchus* sp. zugeordnet. Um die Bestimmung zu präzisieren, sollten molekularbiologische Analysen durchgeführt werden. Diese führten jedoch zu keinen Ergebnissen, da das gewonnene DNA-Material nicht ausreichte um eine Sequenzierung durchzuführen. Die Acanthocephala-Larve konnte somit nicht näher bestimmt werden und wird auch im Folgenden unter *Pomphorhynchus* sp. geführt.

5 Diskussion

In der vorliegenden Arbeit wurden die häufig auftretenden und weitverbreiteten Fischarten *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* parasitologisch sowie nahrungsökologisch untersucht. Die Fische stammten von drei verschiedenen Probestellen aus dem Hauptstrom der Lippe, zwei anliegenden Nebengewässern und der Werse. Zusätzlich wurden taxonomische und parasitologische Untersuchungen an der Amphipodenfauna der Lippe durchgeführt. Es sollte geprüft werden, ob Fischparasiten den ökologischen Zustand verschiedener Gewässer in NRW abbilden können. Dazu wurde das von Palm & Rückert (2009) und Palm et al. (2011) entwickelte Stargraphsystem angepasst und angewandt.

5.1 Nachgewiesene Parasitenfauna

Insgesamt wurden 36 Parasitenarten der Taxa Ciliophora (3), Myxozoa (3), Digenea (8), Monogenea (4), Cestoda (6), Nematoda (7), Acanthocephala (3), Crustacea (1) und Bivalvia (1) gefunden. Bei sämtlichen Parasiten handelt es sich um bereits bekannte Arten, wobei diese zumeist erstmalig für die Untersuchungsgebiete beschrieben werden konnten. Die beiden Fischarten *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* waren schon häufig Gegenstand parasitologischer Untersuchungen. Die in dieser Arbeit gefundene Parasitenfauna ist demzufolge hinreichend bekannt und so wurden keine neuen Parasiten-Wirts-Kombinationen gefunden.

Tab. 19: Neue Gebietsnachweise der vorliegenden Untersuchung. NRW: Nordrhein-Westfalen.

Gebiet/Gewässer	Parasitenarten	Summe
NRW	<i>Trichodina jadratica</i> , <i>Trichodina pediculus</i> , <i>Myxidium rhodei</i> , <i>Dactylogyrus sphyrna</i> , <i>Paradiplozoon homoion</i> , <i>Proteocephalus percae</i> , <i>Contracaecum micropapillatum</i> , <i>Cosmocephalus obvelatus</i>	8
Lippe	<i>Bunodera luciopercae</i> , <i>Diplostomum spathaceum</i> , <i>Phyllodistomum elongatum</i> , <i>Rhipidocotyle campanula</i> , <i>Sphaerostoma bramae</i> , <i>Tylodelphys clavata</i> , <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> , <i>Ligula intestinalis</i> , <i>Paradilepis scolecina</i> , <i>Camallanus lacustris</i> , <i>Contracaecum ovale</i> , <i>Paracuaria adunca</i> , <i>Ergasilus sieboldi</i>	13
Werse	<i>Myxobolus muelleri</i> , <i>Paradiplozoon homoion</i> , <i>Diplostomum spathaceum</i> , <i>Phyllodistomum elongatum</i> , <i>Posthodiplostomum spathaceum</i> , <i>Rhipidocotyle campanula</i> , <i>Sphaerostoma bramae</i> , <i>Tylodelphys clavata</i> , <i>Caryophyllaeides fennica</i> , <i>Caryophyllaeus laticeps</i> , <i>Ligula intestinalis</i> , <i>Contracaecum ovale</i> , <i>Streptocara crassicauda</i>	13
Deichseitengraben	<i>Chilodonella piscicola</i> , <i>Bunodera luciopercae</i> , <i>Diplostomum spathaceum</i> , <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> , <i>Phyllodistomum elongatum</i> , <i>Rhipidocotyle campanula</i> , <i>Sphaerostoma bramae</i> , <i>Tylodelphys clavata</i> , <i>Caryophyllaeides fennica</i> , <i>Triaenophorus nodulosus</i> , <i>Camallanus lacustris</i> , <i>Paracuaria adunca</i> , <i>Acanthocephalus anguillae</i> , <i>Acanthocephalus lucii</i> , <i>Ergasilus sieboldi</i>	15
Quabbe	<i>Myxobolus muelleri</i> , <i>Bunodera luciopercae</i> , <i>Rhipidocotyle campanula</i> , <i>Sphaerostoma bramae</i> , <i>Tylodelphys clavata</i> , <i>Camallanus lacustris</i> , <i>Acanthocephalus lucii</i>	7

In der vorliegenden Arbeit konnten bei 34 der 36 nachgewiesenen Parasitenarten insgesamt 56 neue Gebietsnachweise erbracht werden. Die hohe Zahl resultiert aus der Tatsache, dass die Gewässer Deichseitengraben und Werse zum ersten Mal parasitologisch untersucht

wurden. Auch aus Lippe und Quabbe waren bislang nur wenige Parasitennachweise bekannt (Stemmer 2002, Giebner 2009, Pikalov 2009). Die neu erbrachten Gebietsnachweise sind in Tabelle 19 aufgeführt und den jeweiligen Gebieten/Gewässern zugeordnet.

Ein Vergleich der in dieser Arbeit nachgewiesenen Parasitenarten mit denjenigen vorangegangener Untersuchungen belegt, dass von den bisher für die beiden Zielfischarten nachgewiesenen 41 Arten in NRW und 63 Arten in Deutschland für *R. rutilus* und 23 und 38 Arten für *P. fluviatilis* in dieser Arbeit zwischen 25% und 65% wiedergefunden werden konnten.

Tabelle 20 zeigt die nachgewiesenen Parasitenarten bzw. die Artenanzahl der Taxa/Großgruppen. Bei *R. rutilus* schwankte der prozentuale Anteil der in der Lippe gefundenen Arten im Vergleich aller Gewässer in NRW zwischen 50% und 75% und im gesamtdeutschen Vergleich zwischen 19% und 100%. Der höchste Prozentsatz konnte bei den Digenea verzeichnet werden. Eine mögliche Erklärung hierfür ist der dichte Bewuchs vor allem in den Nebengewässern aber auch des Hauptstroms der Lippe. Dies führt zu einer großen Gastropodapopulation, über die sich die Digenea verbreiten können (Valtonen & Gibson 1997).

Tab. 20: Nachgewiesene Parasitenarten aus vorangegangenen Arbeiten (Literaturangaben siehe Kapitel 4.4) und der vorliegenden Untersuchung im Vergleich. D: Deutschland, NRW: Nordrhein-Westfalen.

Artennachweise in:		vorangegangenen Studien		aktueller Studie	
		Taxon	Arten NRW	Arten D	Arten Lippe
<i>Rutilus rutilus</i>	Ciliophora	6	6	3	0
	Myxozoa	4	4	2	2
	Digenea	8	12	6	6
	Monogenea	6	16	3	1
	Cestoda	3	4	2	3
	Nematoda	6	11	4	4
	Acanthocephala	4	4	2	0
	Crustacea	2	3	1	0
	Hirudinea	2	2	0	0
	Bivalvia	0	1	1	0
	Total	41	63	24	16
<i>Perca fluviatilis</i>	Ciliophora	4	7	0	-
	Myxozoa	1	1	2	-
	Digenea	7	13	5	-
	Monogenea	3	3	0	-
	Cestoda	1	3	4	-
	Nematoda	1	3	1	-
	Acanthocephala	5	6	3	-
	Crustacea	1	1	0	-
	Hirudinea	0	1	0	-
	Bivalvia	0	0	0	-
	Total	23	38	15	-

In der Werse konnten zwischen 17% und 100% bzw. 6% und 75% der bereits aus anderen Gewässern NRWs bekannten Arten erneut nachgewiesen werden. Die größte Übereinstimmung gab es bei den Cestoda. In der Werse wurden sämtliche bisher in NRW

nachgewiesene Arten bestimmt. Da sich die Cestoda, mit piscivoren Vögeln als Endwirte, vermehrt in Gewässern mit geringer Strömung und hohem Vogelaufkommen verbreiten, gibt dieses Ergebnis einen Hinweis darauf, dass das Wasser der Werse sehr langsam fließt (Schwab 1995, Scholz et al. 2004). Insgesamt ist die Diversität der Parasitenfauna von *R. rutilus* in den Gewässern Lippe und Werse mit 25% bis 38% der bekannten Arten eher gering. Bei *P. fluviatilis* sind insgesamt weniger Parasitenarten bekannt als bei *R. rutilus*. In der Lippe sind die Artenzahlen im Vergleich zu NRW und Deutschland mit bis zu 400% sehr hoch. Besonders die Myxozoa und Cestoda kamen häufig vor. Ausschlaggebend dafür waren die Probestellen in den Nebengewässern der Lippe. Hier herrschte eine erhöhte Trophie vor. Der dichte Makrophytenbewuchs und eine Verschlammung des Sediments (Pikalov 2009) bilden ideale Lebensbedingungen für Tubificidae und Copepoda, welche den Parasitentaxa als Zwischenwirte dienen (Chubb et al. 1987). Die geringste prozentuale Übereinstimmung gab es bei den ektoparasitischen Großgruppen wie Monogenea, Crustacea und Hirudinea, da diese in der aktuellen Studie bei *P. fluviatilis* nicht nachgewiesen werden konnten. Insgesamt konnten 65% der in NRW bekannten bzw. 40% der in Deutschland bekannten Parasitenarten von *P. fluviatilis* in der vorliegenden Untersuchung isoliert werden.

5.2 Vergleich der Untersuchungsgebiete

Im Folgenden werden die Befallsituationen an den verschiedenen Standorten im Hinblick auf mögliche verursachende Faktoren diskutiert, welche derartige Unterschiede ermöglichen. Dabei werden die beiden Zielfischarten aufgrund ihrer Lebensweise getrennt betrachtet. Die sich ergebenden Hauptursachen sind im Text fett markiert.

5.2.1 *Rutilus rutilus*

Die untersuchten *Rutilus rutilus* besaßen eine durchschnittliche Standardlänge von 10,1 cm–14,9 cm. Dabei variierte der Konditionsfaktor mit dem zur Verfügung stehenden **Nahrungsangebot**. Die kleinsten Fische mit dem geringsten Konditionsfaktor stammten von der Kesseler Mühle. Dort gestaltete sich die Probenahme als besonders schwer, da sich nur wenige Fische in diesem Gewässerabschnitt aufhielten. Eine Erklärung könnte das karge Sohlsubstrat liefern (eigene Beobachtung). Die großen Mergel bieten nur wenig Lebensraum für Invertebrata und Pflanzen, die den Fischen als Nahrung dienen könnten. Vom Wehr Benninghausen stammten die Fische mit dem höchsten Konditionsfaktor. Diese Probestelle zeichnet sich durch eine dichte Vegetation, eine geringe Strömung und eine gute Wasserqualität aus, da sie in einem Naturschutzgebiet liegt (Beckers et al. 2004). *Rutilus rutilus* besitzt hier eine gute Fitness, da in einem natürlichen Ökosystem ein Gleichgewicht zwischen Nahrungsangebot, Räuber-Beute-Verhältnis und Wasserqualität besteht. Der Konditionsfaktor von *R. rutilus* aus der Werse, dem natürlichen, unbelasteten

Referenzgewässer, lag erwartungsgemäß signifikant höher ($p < 0,001$) als in sämtlichen anderen Probenahmen.

Der Hepatosomatische Index (HSI) gibt Auskunft über den **Stresszustand** der Fische. Der HSI der Fische vom Wehr Benninghausen war signifikant höher ($P < 0,001$) zu dem der belasteten Probestellen, vor allem zum Wehr Uentrop. Da die Probenahme an allen Standorten identisch durchgeführt wurde, kann ein negativer Effekt durch die Elektrofischerei oder den Umgang mit den Fischen ausgeschlossen werden. Das Wehr Uentrop weist die erste Kühlwassereinleitung eines Kraftwerkes in die Lippe auf. Eine negative Beeinflussung der Wassererwärmung auf die enzymatische Aktivität der Leber kann folglich ausgeschlossen werden und stellt keinen Faktor dar, der zu Unterschieden in der Parasitierung der Fische führen kann.

Die höchste Anzahl an Parasitenarten (17 Arten) konnte in der Welse verzeichnet werden. Da das Gewässer sehr strukturreich und chemisch sowie thermisch unbelastet ist, können sich Invertebrata sowie Teleostei, die den Parasiten als Zwischen- und Endwirte dienen, divers entwickeln. Laut Overstreet et al. (1996) kann über die Anzahl der heteroxenen Parasitenarten auf die Diversität der Zwischenwirte geschlossen werden. In der Welse konnte mit Abstand die höchste Diversität an heteroxenen Arten nachgewiesen werden. Im Durchschnitt betrug die Anzahl in der Lippe sieben Arten, in der Welse dagegen dreizehn Arten. Die geringste Artenanzahl konnte am mehrfach belasteten Wehr Buddenburg nachgewiesen werden (sechs Arten). An diesem Standort beträgt die Gewässergüteklasse (GGK) nur II-III. Zudem tritt zusätzlich zu einer kumulierten thermischen Belastung auch noch eine chemische Beeinträchtigung auf (Teichgräber et al. 2004). Im Vergleich beherbergte demnach die natürlichste Probestelle die meisten Parasitenarten, die am höchsten belastete Probestelle die geringste Artenanzahl.

Das Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis (E/E (R)) war in der Welse am geringsten (0,07). Warum die sehr häufige Familie der Dactylogyridae nicht auftrat, kann zum jetzigen Zeitpunkt nicht geklärt werden. Die einzige ektoparasitische Art in der Welse war *Paradiplozoon homoion*. Ein geringes Verhältnis spricht für natürliche Verhältnisse des Ökosystems. Endohelminthen mit komplexen Lebenszyklen bevorzugen stabile, unbelastete Gewässer, in denen **diverse Zwischenwirte** verbreitet sind, die sie benötigen um ihren Lebenszyklus zu vollenden (Palm et al. 2011).

In den untersuchten Gewässern waren trichodine Ciliaten durch folgende drei Arten vertreten. *Chilodonella piscicola* konnte nur im Deichseitengraben nachgewiesen werden. Die prävalenteste Art der Ciliophora war *Trichodina jadranaica*. Im Deichseitengraben infestierten sie 65,7% der *R. rutilus* mit einer Dichte von 33,4 Parasiten pro Ausstrich. Auch dies könnte mit der erhöhten Trophie des Gewässers zusammenhängen, da auch diese Ektoparasiten einen direkten Lebenszyklus verfolgen (Lom & Dykova 1992).

Parasiten des Stammes Myxozoa werden durch Tubificidae übertragen (Eszterbauer et al. 2001). Da heimische Arten wie beispielsweise *Tubifex* sp. langsam fließende, verschmutzte Gewässer bevorzugen und tolerant gegenüber Sauerstoffmangel sind, dienen sie als Indikatoren für Gewässer mit hohem organischem Gehalt (Coulibaly 2007). Die höchste Prävalenz wurde für *Myxidium rhodei* in der Welse dokumentiert. Die Welse ist durch mehrere Mühlenstauwehre im Bereich Münster stark **aufgestaut**, weshalb die Makrozoobenthos-Fauna eher der eines Still- als eines Fließgewässers ähnelt (Mattes & Meier 2001). Der Bodengrund ist im Bereich der Probenahme sehr schlammig. Dies bietet Tubificidae und somit auch den Myxozoa einen idealen Lebensraum.

Digenea besaßen in der vorliegenden Untersuchung die höchste Biodiversität. Die häufigste Art war *Tylodelphys clavata*, die in vegetationsreichen Gewässerabschnitten eine Kernart ($P_{[%]} > 60$) darstellte. Langsam fließende Gewässer mit hoher **Vegetationsdichte** stellen den bevorzugten Lebensraum der Gastropoda *Radix auriculatus* dar (Glör 2002), die dem Digenea als erster Zwischenwirt dient (Faltýnková & Haas 2006). Auch die Wirte der anderen Digeneaarten: *Lymnea* sp. (*Diplostomum sphaeum*), *Valvata piscinalis* (*Ichthyocotylurus variegatus*), *Anodonta cygnea*, *Pisidium amnicum* (*Phyllodistomum elongatum*), *Anodonta anatina* (*Rhipidocotyle campanula*) und *Bithynia* sp. (*Sphaerostoma bramae*) sind in ganz Deutschland weit und häufig verbreitet (Orecchia et al. 1975, Burrough 1978, Faulkner et al. 1989, Gibson et al. 1992, Rantanen et al. 1998, Faltýnková & Haas 2006). In der Lippe sank die Prävalenz der Digeneaarten mit der thermischen Belastung ab. Die Art *T. clavata* bildete eine Ausnahme und trat vermehrt mit der Belastung auf ($P_{[%]}: 23/40/66$), obwohl sich die Tendenz nicht mit der geographischen Verbreitung der Zwischen- und Endwirte erklären lässt. Bei einer ganzjährig erhöhten Wassertemperatur dehnt sich jedoch der Reproduktionszeitraum der Mollusca aufgrund eines erhöhten Nahrungsangebotes im Winter aus, sodass zum Zeitpunkt der Probenahme (August/September) die Zahl der Nachkommen erheblich höher war als an winterkalten Probestellen (Lafferty & Kuris 1999).

Monogenea der Gattung *Dactylogyryus* waren in jeder Probe, ausschließlich der Welse, vertreten. Dactylogyridae sind häufige Parasiten von Cypriniden. Diese werden in großen Dichten und hoher Anzahl vom Parasit infestiert, der meist hoch wirtsspezifisch ist (Koskivaara et al. 1991). Innerhalb der Proben des Lippehauptstroms waren keine Befallsunterschiede der Dactylogyridae zu erkennen, die in der steigenden thermischen Belastung des Flusses begründet liegen. Laut Koskivaara et al. (1991) spielt der Effekt einer künstlichen Erwärmung des Gewässers gegenüber anderen biotischen und abiotischen Faktoren nur eine untergeordnete Rolle. Jedoch stieg die Intensität der Monogenea bei erhöhter Trophie an. Bagge et al. (2004) behaupteten, dass die Populationsgröße des Wirtes den Verbreitungsgrad der Parasiten bestimmt und nicht wie bisher angenommen die

Wirtsdichte. *Dactylogyrus* sp. kam am häufigsten in den Nebengewässern der Lippe vor. Dies stimmt mit den Ergebnissen vorangegangener Untersuchungen überein (Koskivaara et al. 1991), da in den Nebengewässern die Trophie hoch war und die Fließgeschwindigkeit gering, wodurch ein Abdriften der Parasiten beim Wirtswechsel verringert wurde. Die vorliegenden Ergebnisse zeigen, dass die Wirtsdichte entgegen der neuesten Untersuchungen sehr wohl einen Einfluss auf die Verbreitung der Monogenea haben muss (Bagge et al. 2004). Sowohl im Hauptstrom der Lippe als auch im Deichseitengraben und der Quabbe herrschte eine große Populationsdichte von Cypriniden bzw. von *R. rutilus* vor. Dessen ungeachtet sind große Unterschiede in den Prävalenzen/Intensitäten der Dactylogyridae erkennbar. Nur in den Nebengewässern stellte *Dactylogyrus* sp. eine Kernart dar. Die Wirtsdichte war der Faktor, der zwischen den Gewässern variierte. Die kleinen Gewässer führten in den Sommermonaten wenig Wasser und beinhalteten trotzdem eine große Anzahl an Fischen. Die Ergebnisse dieser Arbeit legen demzufolge nahe, dass die Populationsgröße zwar in Zuchtbecken, wie in den Untersuchungen von Bagge et al. (2004), von herausragender Bedeutung in der Übertragung von monogenen Trematoden ist, in natürlichen Fließgewässern jedoch weiterhin eine **hohe Wirtsdichte** zu hohen Prävalenzen führt (Koskivaara et al. 1991). In der Wehre konnten keine Parasiten der Gattung *Dactylogyrus* nachgewiesen werden, obwohl auch hier die Gegebenheiten der Lippe-Nebengewässer zutrafen. Warum dies der Fall ist konnte in der vorliegenden Arbeit nicht geklärt werden.

Cestoda kamen in der Untersuchung nur selten vor. Die häufigste Art war *Caryophyllaeides fennica*, die jedoch nur mit Prävalenzen von 2,9% bis 20,0% auftrat. Eine weitere Art der Familie Caryophyllaeidae war *Caryophyllaeus laticeps*, die nur in der Wehre nachgewiesen werden konnte. Beide Arten werden über Tubificidae der Art *Stylaria lacustris* übertragen (Mackiewicz 1968). Die höchsten Prävalenzen wurden in unbelasteten, natürlichen Bereichen verzeichnet. Wie bereits erwähnt, bevorzugen Tubificidae Gewässer mit einer erhöhten organischen Last (Coulibaly 2007). Mit steigender thermischer Belastung wurden Cestoda seltener nachgewiesen.

In *R. rutilus* konnten insgesamt fünf Nematodaarten nachgewiesen werden. Die abundanteste Art war *Contracaecum micropapillatum*, die eingekapselt in den Mesenterien der Fische sämtlicher Proben vorlag. Vom Wehr Benninghausen bis zur ersten Kühlwassereinleitung am Wehr Uentrop stieg die Prävalenz an ($P_{1\%}$: 51,4/71,4), fiel aber zum Wehr Buddenburg, an dem eine kumulierte Wärmebelastung herrscht, wieder ab ($P_{1\%}$: 28,6). An der unteren Probestelle wurden zusätzlich zur thermischen Belastung eine erhöhte Salinität sowie eine starke Abwasserlast gemessen (Buitkamp 2001). Dies könnte die Übertragung der Nematoda darüber hinaus erschweren. Galat & Robinson (1983) fanden heraus, dass Cyclopoidae, die als Zwischenwirte für *C. micropapillatum* fungieren (Moravec 1994), von einer erhöhten

Salinität erheblich gestört werden. Die Arten *Contraecum ovale*, *Cosmocephalus obvelatus* und *Paracuaria adunca* kamen am Wehr Benninghausen vor, im weiteren Verlauf des Flusses jedoch nicht mehr. Zusammenfassend lässt sich demzufolge feststellen, dass die Verbreitung der Nematoda von anderen Faktoren stärker beeinflusst wird, als von der thermischen Belastung. Da der Einfluss von Temperatur in einem komplexen Ökosystem nie isoliert betrachtet werden kann, ist keine eindeutige Aussage diesbezüglich möglich. Der Nematoda *Streptocara crassicauda* konnte nur in der Weise nachgewiesen werden. Fische dienen dem Parasiten als paratenische Zwischenwirte, auch Transport-Wirte oder Stapelwirte genannt, in dem keine Parasitenvermehrung stattfindet (Mehlhorn & Piekarski 2002). Erste Zwischenwirte sind Gammaridae und als Endwirte dienen verschiedene Vertreter der Familie Anatidae, der Entenvögel (Moravec 1994). Da die Wese im Bereich Münster aufgestaut ist und somit einen annähernden Stillgewässercharakter besitzt, konnten in diesem Bereich viele Wasservögel nachgewiesen werden (Mattes & Meier 2001).

In der vorliegenden Untersuchung wurden verschiedene Acanthocephalaarten (*Acanthocephalus anguillae* und *Pomphorhynchus laevis*) nachgewiesen. *Acanthocephalus anguillae* verbreitet sich über den Isopoda *Asellus aquaticus* (Crompton & Nickol 1985), *P. laevis* über die Amphipodaarten *Gammarus pulex* und *G. roeseli* (Lagruet et al. 2007). *Pomphorhynchus laevis* konzentrierte sich im Hauptstrom der Lippe. Diese Standorte besitzen die höchste **Fließgeschwindigkeit** und den größten Flussquerschnitt. Die genannten Zwischenwirte sind obligate Bewohner eines Fließgewässers, ihr limitierender Faktor ist der Sauerstoffgehalt des Wassers (Amann 2003). Somit konnte sich dieser Fischparasit nicht im langsam fließenden Deichseitengraben etablieren. Da durch eine erhöhte Abwasserlast am Wehr Buddenburg der Sauerstoffgehalt trotz hoher Fließgeschwindigkeit verringert wird (Amann 2003), war die Prävalenz von *P. laevis* auch an diesem Standort verringert. Acanthocephala konnten nicht in der Weise nachgewiesen werden, da die biotischen Gegebenheiten des Gewässers denen eines Stillgewässers ähneln (Mattes & Meier 2001). Der Zwischenwirt *Asellus aquaticus* ist in strömungsberuhigten Bereichen verbreitet. Der Isopoda benötigt geeignete Nahrungsquellen wie z. B. Falllaub und Unterschlupfmöglichkeiten (Irmscher 2003). Der Deichseitengraben bietet demzufolge einen idealen Lebensraum für den Zwischenwirt von *A. anguillae*. So lässt sich das entgegengesetzte Verbreitungsschema der beiden Acanthocephalaarten schlüssig erklären.

In den beiden Sommerproben konnte der ektoparasitische Crustacea *Ergasilus sieboldi* am Wehr Benninghausen nachgewiesen werden. Der Parasit besitzt einen direkten Lebenszyklus, wobei nur die Weibchen parasitisch leben (Halisch 1939). Des Weiteren konnten Glochidien der Familie Unionidae aus der Probe des Deichseitengrabens isoliert werden, die obligat temporär auf den Kiemen von Fischen leben (Aldridge & McIvor 2003). Die beiden in der Lippe vorkommenden heimischen Großmuschel-Arten sind *Anodonta*

cycgnea und *Unio pictorum* (Tittizer et al. 2008). Eine Artbestimmung anhand der Larvenstadien war nicht möglich.

Die statistischen Analyseverfahren konnten keine belegbaren Unterschiede zwischen den Probestellen feststellen. Bei der Cluster-Analyse und dem MDS-Plot lag der Stressfaktor immer bei 0,01, was eine vertrauenswürdige Darstellung belegt. Die ANOSIM zeigte mit $R=0,084$ bis $0,276$ ebenfalls eine große Ähnlichkeit der Proben an. Ein R -Wert von 0 zeigt, dass kein Unterschied zwischen den Proben besteht, ein Wert von 1 indiziert einen großen Unterschied (Kleinertz 2010).

In der Weise konnten die untersuchten *R. rutilus* in vier Größenklassen eingeteilt werden (Kapitel 4.1). Dabei fiel auf, dass der HSI, der als **Stressfaktor** fungiert, in allen Größenklassen leicht erhöht war gegenüber den Werten aus der Lippe. Bei der Beprobung der Weise wurde eine andere Beprobungsart gewählt als in der Lippe. Die Elektrofischerei gilt als sehr schonend. Beim Angeln entstand ein geringfügig höherer Stress für die Fische.

Der Konditionsfaktor blieb in sämtlichen Größenklassen stabil bei hohen Werten. Alle Fische stammten von derselben Probestelle. Da der Konditionsfaktor ein Maß für den **Ernährungszustand** der Fische ist, kann man davon ausgehen, dass in der Weise sowohl Makrophyten als auch Plankton als auch Organismen des Makrozoobenthos zahlreich auftreten, so dass sie Friedfischen aller Größenstadien genug Nahrung bietet. Der einzige Ektoparasit *Paradiplozoon homoion* trat nur in *R. rutilus* zwischen 10-14 cm auf. Die Art scheint eine Größenpräferenz aufzuweisen. In den Fischen zwischen 12-14 cm trat eine hohe Dominanz von *Contracaecum micropapillatum* auf (BP: 82,9%). Cyclopoidae, dienen dem Nematoda als Zwischenwirt (Galat & Robinson 1983). Die Fische der Größenklasse III waren die einzigen, in deren Darminhalt Crustacea des Zooplanktons, zu denen auch die Cyclopoidae gehören (Schwab 1995), nachgewiesen werden konnten (Kapitel 5.7).

5.2.2 *Perca fluviatilis*

Die in der vorliegenden Arbeit untersuchten *Perca fluviatilis* erreichten eine durchschnittliche Standardlänge von 10,4–14,9 cm. Die kleinsten und leichtesten Exemplare wurden im Sommer 2008 im Deichseitengraben gefangen. Die größten und schwersten Fische stammten aus dem Sommer 2009 ebenfalls aus dem Deichseitengraben. Der Konditionsfaktor von *P. fluviatilis* war im Sommer 2009 im Deichseitengraben am höchsten. Das Ökosystem des Nebengewässers ist unbelastet und reich an Vegetation und Struktur. So entsteht ein reichhaltiges **Nahrungsangebot** für herbivore oder planktivore Fischarten und Invertebrata, die *P. fluviatilis* als Nahrung dienen (Beeck 2003).

Auch der Hepatosomatische Index (HSI) wies signifikante Unterschiede zwischen den Probestellen eines Jahres auf. Im Sommer 2008 war der HSI wie bei *R. rutilus* am Wehr Benninghausen signifikant höher als am Wehr Uentrop ($p=0,031$). Die thermische Belastung

scheint sich also nicht negativ auf den **Stressfaktor** von *P. fluviatilis* ausgewirkt zu haben. Fische in unseren Breitengraden sind an schwankende Temperaturen im Jahresverlauf angepasst. Bunzel-Drüke & Scharf (2004) zeigten, dass es bei *P. fluviatilis* keine Abundanz-Unterschiede zwischen Kaltwasser- und Warmwasserregionen in der Lippe gibt.

Die höchste Parasitenartenzahl (zehn Arten) konnte im Sommer 2009 an der Kesseler Mühle verzeichnet werden. Da der Probenumfang an diesem Standort nur zehn Fische umfasste, kann keine allgemeingültige Aussage getroffen werden. Jeweils neun Parasitenarten konnten an den Wehren Benninghausen und Uentrop nachgewiesen werden. Die geringste Artenzahl ergab sich für beide Jahre am Wehr Buddenburg, wie bei *Rutilus rutilus*. Da die Gewässergüteklasse (GGK) an diesem Standort nur II-III beträgt und zusätzlich zu einer kumulierten thermischen auch noch eine chemische Belastung auftritt (Teichgräber et al. 2004), ist die Vermehrung einiger Invertebrata und somit auch die der heteroxenen Parasitenarten eingeschränkt.

Auffällig ist, dass bei *P. fluviatilis* keine Ektoparasiten nachgewiesen werden konnten. Das Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis betrug bei den Flussbarschen demnach immer null und gibt keine Auskunft über den **Belastungsgrad** eines Gewässers. *Perca fluviatilis* der untersuchten Größen leben bereits solitär und nicht mehr in Schwärmen (Beck 2003). Diese Tatsache macht es Parasiten mit direktem Lebenszyklus schwer sich innerhalb der Population zu verbreiten. Dazu kommt die Tatsache, dass die meisten Ektoparasiten wirtsspezifisch sind und an die Fischarten adaptiert sind, die in dichten Schwärmen und in hohen Populationszahlen vorkommen, wie etwa Cyprinidae (Gläser 1965).

Parasiten des Stammes Myxozoa traten nur selten auf. *Henneguya* sp. kam nur an den thermisch unbelasteten Probestellen des Hauptstroms vor. *Myxobolus muelleri* konnte nur in der Quabbe nachgewiesen werden. Eine thermische Belastung scheint sich also negativ auf die Verbreitung der Ciliophora/Myxozoa auszuwirken. Beide Parasitenarten vermehren sich über Oligochaeta als ersten Zwischenwirt (Lin et al. 1999, Molnár et al. 2010). Da diese organisch belastete Bereiche favorisieren, stellen die genannten Probestellen einen idealen Lebensraum dar (Coulibaly 2007).

Digenea war die diverseste Großgruppe. In *P. fluviatilis* konnten fünf Arten nachgewiesen werden. *Tylodelphys clavata* kam an allen Probestellen in sehr hohen Prävalenzen von bis zu 100% vor. Auch bei *R. rutilus* waren diese langsam fließenden und dicht bewachsenen Gewässerabschnitte am meisten von Digenea besiedelt, da sich die ersten Zwischenwirte (Mollusca) hier am besten vermehren können (Glör 2002). Die Art *Bunodera luciopercae* konnte nur in *P. fluviatilis* nachgewiesen werden, der ihren Endwirt darstellt (Skorping 1981). Als erste Zwischenwirte fungieren Mollusca der Gattungen *Pisidium* und *Sphaerium* (Rantanen et al. 1998), als zweite Zwischenwirte verschiedene Copepoda, Cladocera, Amphipoda und auch larvale Ephemeroptera (Skorping 1981). Der Parasit konnte an allen

Probstellen außer am Wehr Buddenburg nachgewiesen werden. Die kumulierte thermische Belastung des Standorts scheint sich negativ auf die Verbreitung von *B. luciopercae* auszuwirken. Andrews (1979) stellte fest, dass die Reifung des Digenea ab einer Temperatur von 16°C bis 20°C gestört wird. Um eine natürliche Gravidität zu erreichen, ist eine konstante Kälteperiode von 6°C über 160 Tage nötig (Skorping 1981). Durch die Einleitung von Kühlwasser am Wehr Buddenburg ist dieser Faktor nicht gegeben. Am Wehr Uentrop konnte sich *B. luciopercae* jedoch trotz thermischer Belastung etablieren. Wahrscheinlich infizieren sich die Fische in einem nahegelegenen Schleusenbereich, der nicht durch die Erwärmung beeinflusst wird und sich im Winter auf die nötige Temperatur abkühlt. *Tylodelphys clavata* war die einzige Digeneaart, die am Wehr Buddenburg nachgewiesen werden konnte. Diese Art scheint in allen Entwicklungsstadien, auch als freilebende Cercarie, resistent gegenüber erhöhten Wassertemperaturen zu sein.

Des Weiteren konnten vier Cestodaarten in *P. fluviatilis* isoliert werden, wobei *Triaenophorus nodulosus* die abundanteste Art war und eine Kernart im Deichseitengraben darstellte. Am Wehr Buddenburg konnte auch diese Parasitenart nicht nachgewiesen werden. Der Cestoda wird über den Crustacea *Cyclops* sp. übertragen, der vor allem in pflanzenreichen Gewässern mit geringer Strömung vorkommt (Schwab 1995). *Perca fluviatilis* stellt den zweiten Zwischenwirt dar. Erst im Hecht *Esox lucius* reift der Parasit zum Adultus heran (Molzen 2005). Die beiden Arten *Paradilepis scolecina* und *Proteocephalus percae* konnten in sehr geringen Abundanzen isoliert werden.

Die einzige Nematodaart der Untersuchung war *Camallanus lacustris*. Dieser wird von verschiedenen Arten der Gattung *Cyclops* an carnivore Süßwasserfische, vor allem an *P. fluviatilis*, übertragen (Skorping 1981, Moravec 1994). In der vorliegenden Analyse wurde *C. lacustris* in sämtlichen Proben nachgewiesen, am häufigsten am Wehr Uentrop und im Deichseitengraben. Da *P. fluviatilis* am Wehr Uentrop auch in einem Schleusenbereich gefangen wurde, stellen beide Probstellen ein strömungsberuhigtes Biotop dar, in dem sich Copepoda der Gattung *Cyclops* gut entwickeln können (Schwab 1995).

Eine häufig nachgewiesene Großgruppe waren Acanthocephala. *Acanthocephalus lucii*, eine typische Parasitenart von *P. fluviatilis*, konnte an allen Probstellen isoliert werden. Mit Prävalenzen von über 60% stellte sie eine Kernart im Deichseitengraben und am Wehr Uentrop dar. Übertragen wird der Acanthocephala durch den Isopoda *Asellus aquaticus* (Crompton & Nickol 1985). Der Zwischenwirt kommt in Stillgewässern und strömungsberuhigten Bereichen von Fließgewässern vor und bevorzugt dort Bereiche der GGK II-III (Irmscher 2003). Dies erklärt sein vermehrtes Auftreten an den genannten Probstellen. Das Wehr Uentrop ist zwar eigentlich im Hauptstrom der Lippe gelegen, da aber einige Fische aus einem nahegelegenen Staubebereich stammten, lag die Infektionsquelle wahrscheinlich in diesem Bereich. *Pomphorhynchus laevis* stellte in der Quabbe eine

Kernart dar und war auch an allen anderen Probestellen, außer im Deichseitengraben, vertreten. Der Acanthocephala verbreitet sich über Gammaridae, vornehmlich über *Gammarus pulex* und *G. roeseli*. Fische verschiedener Familien bilden den Endwirt (Lagrué et al. 2007). Die Zwischenwirte sind strömungsliebend und deshalb vor allem in Fließgewässern angesiedelt (Schwab 1995). Im Deichseitengraben kam der Parasit nicht vor, da die Fließgeschwindigkeit zu gering ist. Wahrscheinlich können die Fische zwischen der Quabbe und der Lippe frei wandern, so dass sie sich im Hauptstrom mit dem Acanthocephala infizieren und diesen mit in die Quabbe hereintragen. Die Verbindung zwischen dem Deichseitengraben und der Lippe besteht flussauf- und -abwärts aus einem schmalen Rohr mit anschließendem Abfall, welches die Fische zu meiden scheinen (eigene Beobachtung). Eine Infektion aus dem Hauptstrom ist dadurch unterbrochen. Die dritte Acanthocephalaart *Acanthocephalus anguillae* trat in den untersuchten Proben nur selten auf. Sie konnte nur an den Wehren Benninghausen und Uentrop isoliert werden. Wie bei *A. lucii* ist *A. aquaticus* der erste Zwischenwirt des Parasiten. Deshalb ist auch das Verbreitungsschema der beiden Acanthocephalaarten identisch. Insgesamt war die Artenanzahl der Parasitenfauna von *P. fluviatilis* an den thermisch unbelasteten Probestellen im Hauptstrom der Lippe am höchsten. Die wenigsten Arten konnten am thermisch belasteten Wehr Buddenburg nachgewiesen werden. Bei *P. fluviatilis* konnten die statistischen Analysen keinen Unterschied zwischen den Probestellen belegen.

5.2.3 Vergleichende Betrachtung beider Fischarten

Zusammenfassend lässt sich ein Trend für beide Fischarten erkennen. Zwar scheint die thermische Belastung für einige Parasitenarten, wie zum Beispiel *T. clavata*, von Bedeutung zu sein, von einer generelle Veränderung der Parasitenfauna eines ganzen Flusses, bedingt durch die Erwärmung einiger Bereiche, kann aber nicht gesprochen werden. Die meisten heimischen Parasiten sind Generalisten und besitzen ein, den Zwischenwirt betreffend, weites Wirtsspektrum (Poulin 1992). Da die heimische Fischparasitenfauna und auch die in die Lebenszyklen involvierten Wirte an saisonal bedingte Temperaturschwankungen adaptiert sind, besitzen sie eine breite Temperaturtoleranz (Glör 2002, Irmscher 2003). Die Bedingungen in der Lippe könnten in Zukunft das Einwandern thermophiler, neozoischer Parasitenarten begünstigen (IKSR 2009). In der vorliegenden Arbeit konnten noch keine parasitischen Neozoa nachgewiesen werden.

Laut Palm (2011) können Fischparasiten im Süßwasser keine allgemeine Klimaerwärmung bzw. –veränderung indizieren, da sich in einem vergleichsweise kleinen Ökosystem verschiedene Faktoren gegenseitig bedingen und somit die Temperatur nicht einzeln betrachtet werden kann. In der vorliegenden Arbeit konnte gezeigt werden, dass Faktoren wie Fließgeschwindigkeit, Vegetation oder Beschaffenheit des Gewässers die Parasitenfauna

stärker beeinflusst als die Wassertemperatur. Dennoch lassen sich regionale Unterschiede in der Parasitierung bedingt durch eine thermische Belastung feststellen (**Arbeitshypothese I**).

5.3 Vergleich der Annualität

Da in zwei aufeinander folgenden Jahren sowohl Sommer- als auch Winterproben untersucht wurden, lassen sich Rückschlüsse auf das saisonale und jährliche Auftreten der nachgewiesenen Fischparasiten von *Rutilus rutilus* und *Perca fluviatilis* ziehen.

5.3.1 *Rutilus rutilus*

Der Konditionsfaktor von *Rutilus rutilus* war im Winter 2009 signifikant niedriger als im darauffolgenden Sommer 2009 ($p < 0,001$). Dieser Unterschied zwischen den Jahreszeiten wurde durch den Mangel an **Nahrung** und die Ruhephase der Fische im Winter bedingt.

Beim HSI waren weder annuelle noch saisonale Unterschiede sichtbar. Im Winter konnten keine Parasiten der Großgruppe Ciliophora nachgewiesen werden. In der Literatur ist jedoch kein Hinweis auf eine Saisonalität dieser Ektoparasiten zu finden. Es gibt sogar Hinweise darauf, dass die Prävalenz der *Trichodina* spp. im Winter leicht ansteigt (Amlacher 1981). Im Allgemeinen waren die Prävalenzen und Intensitäten der Parasitenarten im Winter im Deichseitengraben wesentlich höher als im Sommer an derselben Probestelle oder im Winter im Lippehauptstrom. Dieses Ergebnis weist darauf hin, dass sich die Fische im Winter in beruhigte Gewässerbereiche zurückziehen. Nicht nur für Fische sondern auch für viele Crustacea und andere Tierarten stellen angrenzende Nebengewässer eines Flusses einen Rückzugsbereich dar (Lampert & Sommer 1999). Somit kann im Winter der komplette Lebenszyklus der meisten Parasitenarten in den Nebengewässern geschlossen werden. Auch *Dactylogyrus* sp., mit einem direkten Lebenszyklus, erreichte die maximale Prävalenz (83,9%) im Deichseitengraben im Winter. Dort stehen vor allem Cyprinidae in tieferen Bereichen dicht zusammen (pers. Mitteilung Herr Kuss). Dies deutet darauf hin, dass in einem Fließgewässer die **Wirtsdichte** zur Übertragung der Monogenea ausschlaggebend ist (siehe 5.2.1).

Im Hauptstrom der Lippe konnten viele Parasitenarten, beispielsweise *Dactylogyrus* sp., *Dactylogyrus sphyrna*, *Tylodelphys clavata* oder *Contracaecum micropapillatum*, im Winter erheblich seltener nachgewiesen werden als im Sommer. Demzufolge kann davon ausgegangen werden, dass angrenzende Nebengewässer mit geringer Fließgeschwindigkeit und dichter Vegetation als Parasitenreservoirs dienen (**Arbeitshypothese II**). Im anschließenden Frühjahr, wenn die Fische ihr Winterquartier verlassen und in den Hauptstrom der Lippe zurückkehren, werden auch die Fischparasiten, die im Winter in der Lippe seltener geworden sind, wieder hineingetragen. Auch im Falle einer ökologischen Katastrophe, bei der die Biodiversität im Hauptstrom dezimiert würde, könnte eine Wiederbesiedlung über generalistische Endohelminthen aus den Nebengewässern heraus

vollzogen werden. Oros & Hanzelová (2009) beschrieben eine Wiederbesiedlung des Flusses Tisa (Slowakei) nach einer Verschmutzung durch toxische Cyanide und Schwermetalle. Die ersten Parasitenarten, die sich im Hauptstrom etablieren konnten, waren Digenea und Cestoda (Caryophyllidae), die sich über verschmutzungsresistente Zwischenwirte verbreiten. Auch in der vorliegenden Arbeit zogen sich vor allem diese Taxa im Winter in die Nebengewässer zurück.

5.3.2 *Perca fluviatilis*

In den beiden aufeinander folgenden Sommern blieb der Konditionsfaktor von *Perca fluviatilis* annähernd konstant. Auch beim HSI konnten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden. Insgesamt war die Diversität der Parasitenfauna im Jahr 2009 größer als im Jahr 2008. Annuelle Unterschiede entstanden bei *P. fluviatilis* vor allem durch die Arten *Camallanus lacustris* und *Tylodelphys clavata*. Im Sommer 2009 brachen die Prävalenzen ersterer Art in sämtlichen Proben ein. Ein Grund könnte eine geringere Anzahl an Zwischenwirten (Copepoda) sein. Als Endwirt dient *P. fluviatilis* selbst (Moravec 1994). Der Augenparasit *T. clavata* wies 2009 am Wehr Benninghausen geringere Prävalenzen auf als im Jahr 2008. Da dieser Trend auch bei den anderen Digeneaarten zu beobachten war, liegt es nahe auf eine Verringerung des Gastropoda-Bestandes zu schließen. An den Wehren Uentrop und Buddenburg sowie im Deichseitengraben stieg die Prävalenz der Digenea dagegen an. Hier scheinen Gastropoda konstant verbreitet gewesen zu sein. Durch die statistischen Verfahren ließen sich keine Unterschiede zwischen den Probestellen belegen.

5.4 Fischparasiten als Bioindikatoren in Lippe und Werse

Fischparasiten reagieren auf eine Veränderung von Umwelteinflüssen mit einer Veränderung ihrer Lebensfunktion. Demgemäß kann man Fischparasiten nach der Definition von Zimmermann (1996) als Bioindikatoren bezeichnen. Um ein wirkungsvolles Indikatorsystem zu entwickeln, wurden verschiedene Parameter berechnet und auf ihr Potential als Zeigerorganismen bzw. Indikationsindices getestet (Zimmermann 1996). Es handelte sich dabei zunächst um Indices, die den Gesundheitszustand des Wirtes sowie die Zusammensetzung der Parasitözönose beschrieben und charakterisierten. Um die Vielzahl verschiedener Parameter am besten zu vereinen und abzubilden, stellte sich der Stargraph als geeignete Methode heraus (Palm & Rückert 2009, Palm et al. 2011). Somit konnte der Forderung von Lafferty (1997) nachgekommen werden, nicht nur einzelne Komponenten zu betrachten sondern ein System zu schaffen, in dem neben der Artendiversität auch weitere Parameter wie Abundanzen, Ernährungspräferenzen, Gesundheitszustand der Fische etc. kombiniert werden. Geeignete Parameter wurden im Folgenden in den Stargraphen integriert, um den Gesamtzustand eines Gewässers qualitativ zu indizieren. Im folgenden Kapitel werden sämtliche berechneten Parameter vorgestellt und ihr Potential bewertet.

Die Parameter, die anschließend in die visuelle Integration eingingen, sind mit einem * gekennzeichnet.

5.4.1 Geeignete Indices

Parameter 1: Konditionsfaktor*

Skalierung, Orientierung und Aussage des Parameters im System: Der Konditionsfaktor ist ein gängiger Index in der fischereilichen Bewertung der Fischgesundheit. In der vorliegenden Arbeit wurden vier verschiedene Versionen des Parameters ($K_{TL}/K_{SL}/K_{SG/TL}/K_{FG-MG}$) vergleichend berechnet. Der K_{SL} , der über die Standardlänge der Fische berechnet wurde, schwankte bei *R. rutilus* zwischen 1,60 und 2,24, bei *P. fluviatilis* zwischen 1,60 und 2,02. Der K_{SL} wurde als indikativer Parameter in den Stargraphen integriert, da er sich unabhängig von Flossenschäden bei jedem Fisch berechnen ließ. Außerdem konnte bei der Verwendung des Schlachtgewichts der Füllgrad des Magens/Darms ausgeschlossen werden, welcher zu Schwankungen im jahreszeitlichen Verlauf führen könnte (Neumann 2009). Die Skalierung des Parameters wurde fischartenspezifisch für die Untersuchung von Gewässern in NRW berechnet. Aufgrund der vergleichbaren Ergebnisse beider Fischarten beginnt die Skalierung mit dem Wert 1,0 im Zentrum des Graphen und endet bei dem Wert 3,0 im äußeren Bereich. Der dargestellte Konditionsfaktor gibt Auskunft über den körperlichen Zustand und die Vitalität der Fische (Prinz et al. 2009).

Ökosystembewertung: In der vorliegenden Untersuchung war bei *R. rutilus* der Konditionsfaktor der Weise signifikant höher als in sämtlichen anderen Proben. Dies zeigt, dass der K_{SL} das **Nahrungsangebot** und den ökologischen Zustand des Gewässers indiziert. Des Weiteren konnten signifikante Unterschiede zwischen den Sommer- und Winterproben festgestellt werden ($p < 0,001$). Der Konditionsfaktor erhöhte sich im Sommer mit steigender Temperatur und damit auch steigendem Nahrungsangebot (Prinz et al. 2009). Da die Proben von *P. fluviatilis* alle aus demselben Flusssystem (Lippe) und derselben Jahreszeit (Sommer) stammten, konnten weniger Unterschiede im K_{SL} festgestellt werden. Durch den K_{SL} wird demzufolge das ökologische Gleichgewicht des Ökosystems, bestehend aus Nahrungsangebot, chemischer Belastung, Räuber-Beute-Verhältnis etc., indiziert.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Zur Berechnung des K_{SL} werden lediglich die Maße Schlachtgewicht und Standardlänge benötigt. Da diese Werte zur Standarduntersuchung von Fischbeständen gehören, ist eine Berechnung dieses Parameters für parasitologische Untersuchungen einfach durchzuführen und dementsprechend empfehlenswert.

Integration in den Stargraphen: In der Vergleichsarbeit von Grabowski (2007) wurde anstelle der Standardlänge, die Gabellänge der Fische gemessen. Für diese Untersuchung

konnte der K_{SL} somit nicht berechnet werden. Ansonsten wurde dieser Parameter standardmäßig in den Stargraphen integriert.

Anpassung der Grenzwerte: Um qualitative Schwellen im System sichtbar zu machen, wurde die Skala in drei Bereiche geteilt (Ampelsystem): einen roten Bereich (negativ) im Zentrum des Graphen (1,0-1,5), einen moderaten gelben Bereich (1,5-2,3) und einen positiven grünen Bereich (2,3-3,0).

Parameter 2: Hepatosomatischer Index (HSI)

Aussage des Parameters im System: Der Hepatosomatische Index ist ein Maß für die enzymatische Aktivität der Leber und somit für den **Stresszustand** des Fisches. Außerdem kann er laut Kleinertz (2010) als Indikator für die Schadstoffbelastung eines Gewässers dienen, die eine Vergrößerung der Leber hervorruft. Berechnet wurde er in der vorliegenden Arbeit in zwei Versionen (HSI/HSI_{SG}).

Ökosystembewertung: Bei beiden Fischarten waren die HSI-Werte an der natürlichen Probestelle Wehr Benninghausen signifikant höher als an der thermisch belasteten und technisch ausgebauten Probestelle Wehr Uentrop ($p < 0,001$). Dies zeigt einen höheren Stresszustand der Fische an einer unbelasteten Probestelle an (Thielen 2005). Der HSI ist also nicht in der Lage eine thermische Belastung des Gewässers zu indizieren, sondern wird von anderen Faktoren beeinflusst.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Um den HSI zu berechnen benötigt man die Faktoren Lebergewicht und Frisch- bzw. Schlachtgewicht. Da diese zu einer standardmäßig durchgeführten parasitologischen Studie gehören, wäre eine Integration des Parameters mit wenig Aufwand durchzuführen. Da die Ergebnisse im Süßwasser, bezogen auf die Qualität des Gewässers, jedoch wenig aussagekräftig waren, wurde das Potential des K_{SL} als fischereibiologischer Parameter zur Beurteilung des Wirts als höher eingestuft.

Integration in den Stargraphen: Aufgrund der wenig aussagekräftigen Ergebnisse, wurde der Parameter nicht in das System integriert.

Parameter 3: Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis (E/E (R))*

Skalierung, Orientierung und Aussage des Parameters im System: Die Werte des Ekto-/Endoparasiten-Verhältnisses schwankten in der vorliegenden Untersuchung zwischen 0,07 und 0,83 bei *Rutilus rutilus*. Da bei *Perca fluviatilis* keine Ektoparasiten nachgewiesen werden konnten, lag der Wert immer bei null. Die Skalierung im Stargraph ist von außen (0,1) nach innen (1,0) orientiert, da ein niedriger Wert ein gesundes, funktionierendes Ökosystem indiziert, in dem verschiedene **Zwischenwirte** für Endohelminthen mit komplexem Lebenszyklus vorhanden sind.

Ökosystembewertung: Das Verhältnis war in der Weise mit 0,07 am geringsten. Das Gewässer ist im Bereich der Probenahme aufgestaut und besitzt nur eine geringe Fließgeschwindigkeit. Deshalb ist die Biomasse verhältnismäßig hoch. Es konnten wenige Ektoparasiten nachgewiesen werden. An den thermisch unbelasteten Standorten war der E/E (R) stets höher als an den erwärmten Standorten. Da Ektoparasiten einen direkten Lebenszyklus verfolgen und den äußeren Begebenheiten des Ökosystems direkt ausgesetzt sind, reagieren sie sensibel auf Veränderungen (Möller 1987). Deshalb bildet dieser Parameter **Belastungen** des Gewässers besonders sensibel ab.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Die Berechnung des E/E (R) ist sehr einfach. Die Unterscheidung von Ekto- und Endoparasiten ist in den meisten Fällen auch durch einen Laien möglich. Wichtig ist, dass Parasitengruppen, die nicht bis zum Artniveau bestimmt werden konnten, gesondert betrachtet werden. Um ein doppeltes Zählen bestimmter Arten zu verhindern, müssen diese Gruppen von der Zählung ausgenommen werden. *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. gehen als vorhanden oder nicht vorhanden in die Berechnung ein. Aufgrund der großen Aussagekraft der Ergebnisse sollte dieser Parameter in parasitologische Untersuchungen aufgenommen werden. Da der Befall von Ektoparasiten für Fischarten, die vermehrt solitär leben, jedoch selten ist, dient der Parameter nur für ausgewählte Fischarten, vor allem Cyprinidae, als Bioindikator. Bei *P. fluviatilis* besitzt er keine Aussagekraft.

Integration in den Stargraphen: Dieser Parameter wurde standardmäßig in den Stargraphen integriert.

Anpassung der Grenzwerte: Eine qualitative Einschätzung wird durch die Einteilung in drei Bereiche erleichtert. Werte zwischen 0,1 und 0,5 gelten als gut, Werte zwischen 0,5 und 0,8 als moderat und Werte über 0,8 stellen einen extremen Standort dar, an dem die Zahl der Ektoparasiten sehr hoch ist.

Parameter 4: Diversitätsindex (Shannon-Wiener Index (H'))*

Skalierung, Orientierung und Aussage des Parameters im System: Der Shannon-Wiener Index erreichte in der vorliegenden Untersuchung Werte zwischen 0,404 und 1,637 für *Rutilus rutilus* und Werte zwischen 0,312 und 1,661 für *Perca fluviatilis*. Da eine hohe Endoparasitendiversität für ein gesundes Ökosystem spricht (Hudson et al. 2006), ist die Skalierung des Parameters von innen nach außen orientiert. Abweichend von Kleinertz (2010) beginnt sie bei 0,2 und geht in 0,2er Schritten bis 1,8. In der vorliegenden Arbeit handelt es sich bei H' um die Diversität der metazoischen Endoparasiten, da so gezielte Aussagen über das Vorkommen von **Zwischenwirten heteroxener Parasitenarten** getroffen werden können. Dies lässt wiederum Rückschlüsse auf die Qualität des Ökosystems zu, da eine diverse Makroinvertebratenfauna in einem gesunden Ökosystem

auch zu einer diversen Parasitenfauna führt (Diamant et al. 1999, Dzikowski et al. 2003). Je weiter der Wert also innen liegt, desto geringer ist die Diversität im jeweiligen Ökosystem. Generalistische Parasitenarten, wie beispielsweise *Diplostomum spathaceum*, können sich jedoch auch an extremen Standorten verbreiten, da sie zwischen verschiedenen Wirten variieren können (Hudson et al. 2006).

Ökosystembewertung: Im Hauptstrom der Lippe war die Diversität der Parasiten geringer als in den Nebengewässern. Hauptsächlich bilden Crustacea und Mollusca die Zwischenwirtsfauna der nachgewiesenen Parasiten. Diese erreichen nur bei einer dichten Vegetation und in strukturreichem Gewässern eine hohe Anzahl und Diversität (Eggers & Martens 2001, Glör 2002). Im Winter stieg H' innerhalb des Deichseitengrabens stark an (von 0,779 auf 1,637). Dies bestätigte erneut die Annahme, dass die beruhigten Nebengewässer der Lippe als Parasitenreservoir dienen (siehe 5.3.1). Es zeigt auch, dass zwei Proben nur dann miteinander verglichen werden können, wenn diese aus derselben Jahreszeit stammen. Auch in der Welse wurde mit 1,610 ein hoher Wert erreicht. Die hohe Artenanzahl (17 Arten), mit einer ausgeglichenen Verteilung der Individuenzahl, sorgte für einen hohen Diversitätswert. Eine hohe Endoparasiten Diversität indiziert folglich ein gesundes Ökosystem in einem strukturreichen Gewässer, da sich nur dort eine diverse Makroinvertebratenfauna entwickeln kann, wo nicht nur wenige Arten dominieren (Hudson et al. 2006).

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Die Berechnung des Shannon-Wiener Index ist zeitaufwendig. Um die gesamte metazoische Endoparasitenfauna erfassen zu können, ist eine genaue und aufwendige Untersuchung der Fische nötig. Es reicht nicht aus die vorkommenden Arten zu protokollieren, sondern für jede Art muss die Totalanzahl pro Fisch ermittelt werden. Neben dem zeitlichen Faktor ist hier auch das Wissen des Operators ausschlaggebend. Jedes isolierte Exemplar muss möglichst bis zur Art bestimmt werden, um die gesamte Diversität der Parasitozönose zu erfassen. Da die Diversität eines Ökosystems jedoch ein herausragendes Merkmal für dessen Gesundheitsstatus ist (Hudson et al. 2006), ist dieser Parameter bei parasitologischen Untersuchungen in jedem Fall empfehlenswert. Die reine Artenanzahl ist wenig aussagekräftig, wenn die Dominanz nicht beachtet wird.

Integration in den Stargraphen: Dieser Parameter wurde standardmäßig in den Stargraphen integriert. Da die Rohdaten der Vergleichsuntersuchungen vorlagen, konnte dieser Parameter für alle Proben berechnet werden.

Anpassung der Grenzwerte: Der rote Bereich wird von Werten bis 0,6 gebildet, der gelbe Bereich befindet sich zwischen 0,6 und 1,3, der optimale Bereich beginnt bei Werten ab 1,3. Da alle in NRW untersuchten Gewässer unter einem stark anthropogenen Einfluss stehen und meist technisch ausgebaut sind, konnten bei diesem Parameter nur selten Werte im grünen Bereich gemessen werden.

Parameter 5: Diversitätsindex (Simpson Index (D))*

Skalierung, Orientierung und Aussage des Parameters im System: Die Werte des Simpson Index (D) rangierten in der vorliegenden Untersuchung bei *Rutilus rutilus* zwischen 1,068 und 4,522 sowie bei *Perca fluviatilis* zwischen 1,161 und 7,444. Die Skalierung ist wie beim Shannon-Wiener Index von innen nach außen orientiert. Da die Werte der beiden Fischarten so weit divergieren, ist die Skalierung an die jeweilige Fischart angepasst. Bei *R. rutilus* beginnt die Skala bei 1,0 und erstreckt sich in Schritten von 0,4 bis zu 4,6. Bei *P. fluviatilis* liegt der erste Skalawert bei 1,0 und erhöht sich jeweils um 1,0 bis zu einem Endwert von 9,0. Des Weiteren gelten dieselben allgemeinen Aussagen wie beim Shannon-Wiener Index, da es sich beim Simpson Index um einen zweiten Diversitätsindex handelt.

Ökosystembewertung: Der Simpson Index (D) war bei *Rutilus rutilus* in der Quabbe und am Wehr Uentrop am geringsten und am unbelasteten Wehr Benninghausen am höchsten. Bei *Perca fluviatilis* war der Wert am belasteten Wehr Buddenburg am geringsten und ebenfalls am Wehr Benninghausen am höchsten. Zum Winter stieg die Diversität generell an und zwar, wie schon beim Shannon-Wiener Index, vor allem im Deichseitengraben. Der Simpson Index lieferte ähnliche Ergebnisse wie der Shannon-Wiener Index. Der Parameter berücksichtigt die abundanten Arten stärker und misst den seltenen Arten weniger Gewicht zu (Washington 1984). Da in der vorliegenden Arbeit nur selten eine Dominanz weniger Arten vorlag, stellt D einen wichtigen Faktor in der Bewertung der Parasitozönose dar.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Williams (1964) hält den Simpson Index für die einfachste Möglichkeit die Biodiversität in einem Ökosystem zu berechnen. Man benötigt in der Tat lediglich die Individuenanzahl der metazoischen Endoparasitenarten. Um diese jedoch zu erhalten, muss wie beim Shannon-Wiener Index eine aufwändige Untersuchung der Fische durchgeführt werden. Anders als bei Kleinertz (2010) wurde in der vorliegenden Arbeit auch der zweite Diversitätsindex ausschließlich für die metazoischen Endoparasiten berechnet. Denn durch diese Methode wird ebenfalls die Aussage über die **Zwischenwirtsfauna der heteroxenen Parasitenarten** (mehrere Zwischenwirte) erhöht.

Integration in den Stargraphen: Bei der Verwendung beider Diversitätsindices kommt ein umfassendes Gesamtbild der Biodiversität zustande, bei dem sowohl abundante als auch seltene Arten beachtet werden. Die Biodiversität eines Ökosystems ist ein sicheres Zeichen für dessen Gesundheitszustand (Hudson et al. 2006). Aus diesen Gründen wurde der Simpson Index als zweiter Diversitätsindex standardmäßig in den Stargraphen mit eingegliedert. So wird dem wichtigen Maß der Biodiversität eine doppelte Bedeutung beigemessen.

Anpassung der Grenzwerte: Bei *R. rutilus* liegt der Schwellenwert zwischen dem inneren roten Bereich und dem mittleren gelben Bereich bei 1,8. Der gelbe Bereich erstreckt sich bis 3,0, wo sich der äußere grüne Bereich anschließt.

Parameter 6: Dominanzindex (Evenness (E))*

Skalierung, Orientierung und Aussage des Parameters im System: Die Evenness wird aus dem Shannon-Wiener Index und der Gesamtartenzahl der Parasitozönose gebildet. Dadurch wird bestimmt, wie groß die Dominanz einzelner Arten ist. Dieser Parameter bildet die Überlappung der beiden Diversitätsindices. Für *Rutilus rutilus* lagen die Werte zwischen 0,129 und 0,891, für *Perca fluviatilis* zwischen 0,213 und 0,766. Da die Werte ähnlich sind, scheint sich der Parameter nicht artspezifisch auszuwirken. Die Skalierung ist von innen nach außen orientiert. Sie beginnt im Zentrum mit 0,0 und erhöht sich in 0,1er Schritten bis 0,9. Je höher der Wert ist, desto gleichmäßiger sind die Individuenzahlen der einzelnen Arten verteilt. Die Dominanz einer oder weniger Parasitenarten würde bedeuten, dass der Lebenszyklus der meisten Arten durch das Fehlen der **spezifischen Zwischenwirte** gestört oder unterbrochen wurde (Dzikowski et al. 2003). Der Lebenszyklus der monoxenen Arten ist auch in einem solchen Extremfall noch zu vollziehen, weshalb diese Arten häufig an verschmutzten und stark belasteten Standorten dominieren (Diamant et al. 1999). Die Berechnung der Evenness wurde deshalb nur für endoparasitische Metazoa berechnet.

Ökosystembewertung: Diversitätsindices müssen immer im Zusammenhang mit den Dominanzindices betrachtet werden. In der Quabbe bestand im Sommer 2008 die geringste Evenness. Hier dominiert die Parasitenart *Contracaecum micropapillatum*. Im Winter stieg die Evenness der jeweiligen Proben an. Da die Diversität vor allem im Deichseitengraben stieg und somit eine Vielzahl von Infektionen in kurzer Zeit stattfand (Wintermonate), konnte sich keine Dominanz einer Art ausbilden. Bei *Perca fluviatilis* konnte kein Zusammenhang zwischen Diversität und Dominanz hergestellt werden. Die Dominanz einzelner Arten war in dieser Fischart insgesamt höher. Da sich *P. fluviatilis* carnivor/omnivor ernährt (Beeck 2003), nimmt die Fischart häufig die Position des Endwirtes im Lebenszyklus von Fischparasiten ein. Das Verhältnis von adulten zu larvalen Parasiten betrug bei *P. fluviatilis* 2,0 (10:5). Nur die Hälfte aller nachgewiesenen Parasitenarten nutzte ihn demnach als Zwischenwirt. Bei *R. rutilus* betrug das Verhältnis 1,0 (13:13) bzw. 0,5 (6:13) bei alleiniger Betrachtung der Endoparasitenfauna. Demzufolge sind mehr Parasitenarten auf *P. fluviatilis* spezialisiert als auf *R. rutilus* und diese Arten dominieren seine Parasitozönose. Beispielfhaft zu nennen sind *Bunodera luciopercae*, *Camallanus lacustris* oder *Acanthocephalus lucii*. Bei Fischen einer hohen trophischen Stufe im Nahrungsnetz sind die Ergebnisse der Evenness also gesondert zu bewerten und nicht mit denen von herbivoren/planktivoren Fischen zu vergleichen.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Die Evenness berechnet sich aus dem Shannon-Wiener Index. Wie bei diesem Parameter schon erwähnt, ist die Kalkulation aufwändig. Da die beiden Parameter jedoch wechselseitige Erklärungen liefern, müssen sie zusammen betrachtet werden. Beide Parameter dürfen in parasitologischen Untersuchungen

nicht fehlen. Eine gemeinsame Nutzung stellt eine gegenseitige Überprüfung sicher. In der vorliegenden Arbeit wurde der Empfehlung von Kleinertz (2010) gefolgt und die Evenness ausschließlich für metazoische Endoparasiten berechnet.

Integration in den Stargraphen: Die Evenness wurde in den meisten der vorangegangenen Arbeiten berechnet. Das macht den Stellenwert des Parameters deutlich. Da es wie schon beschrieben wichtig ist, die Biodiversität eines Ökosystems nicht ohne einen Dominanzindex zu betrachten, wurde die Evenness standardmäßig in den Stargraphen integriert.

Anpassung der Grenzwerte: Der innere rote Bereich erstreckt sich von 0,0 bis 0,3, der moderate gelbe Bereich von 0,3 bis 0,6, wo der grüne Bereich beginnt.

Parameter 7: Dominanzindex (Berger-Parker Index (BP))

Aussage des Parameters im System: Der Berger-Parker Index beschreibt den Grad der Dominanz der am häufigsten auftretenden Art, bezogen auf die Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet, in Prozent. In der vorliegenden Untersuchung schwankte die Dominanz der häufigsten Parasitenart bei *Rutilus rutilus* zwischen 30,9% und 96,7%, bei *Perca fluviatilis* zwischen 25,6% und 92,6%. Würde dieser Parameter in den Stargraphen integriert werden, so würde er, entgegengesetzt der Evenness, von außen nach innen skaliert werden.

Ökosystembewertung: Die Ergebnisse des Berger-Parker Index decken sich in der vorliegenden Untersuchung mit denen der Evenness. Bei *Rutilus rutilus* wurde der höchste Wert in der Quabbe erreicht. Die Art *Contraecaecum micropapillatum* dominierte dort zu 97,6%. Die geringste Dominanz wurde laut BP am Wehr Benninghausen, dem natürlichen Standort der Lippe, erreicht. Dies stimmt mit den Werten der Evenness überein. Bei *R. rutilus* waren die dominanten Arten *C. micropapillatum*, vor allem im Sommer 2008, und *Tylodelphys clavata*. Die Dominanzen werden, wie in Kapitel 5.2 erläutert, durch Faktoren wie Salinität, thermische Belastung und organische bzw. bakterielle Last hervorgerufen (Galat & Robinson 1983, Dobberstein & Palm 2000, Faltýnková & Haas 2006, Coulibaly 2007). Bei *Perca fluviatilis* traten vor allem an der mehrfach belasteten Probestelle Wehr Buddenburg Dominanzen der Parasitenart *T. clavata* auf, welche sich durch die thermische Belastung scheinbar positiv beeinflussen ließ.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Auch der Berger-Parker Index wurde nur für metazoische Endoparasiten berechnet, um Auskünfte über die Zwischenwirtsfauna heteroxener Parasitenarten zu erlangen. Auch Myxozoa spp. blieben unbeachtet, da bei dieser Großgruppe keine Gesamtindividuenzahl berechnet werden konnte. Der BP betrachtet die prozentuale Dominanz der Parasitenart mit der höchsten Individuenzahl. Gibt es zwei dominierende Arten mit ähnlicher Individuenzahl, wird die zweite Art außer Acht gelassen.

Gerade diese Einfachheit des Parameters macht ihn auch für einen Laien sehr gut handhabbar. Für eine wissenschaftliche Beurteilung eines Ökosystems fehlt es dem BP jedoch an Komplexität. Die Dominanz einer Parasitenart ist wenig aussagekräftig, wenn sie nicht im Zusammenhang mit anderen Faktoren, vor allem der Diversität, beurteilt wird. Da sich die Gesamtergebnisse von Evenness und BP decken, ist es sinnvoll, sich für einen der beiden Dominanzindices zu entscheiden. Aus den genannten Gründen sollte die Evenness wenn möglich favorisiert werden.

Integration in den Stargraphen: Eine Integration des Parameters in den Stargraphen wäre möglich, sollte aber immer nur die zweite Wahl hinter der Evenness sein.

Parameter 8 und 9: Similaritätsindices (Jaccard (SI_J) und Sörensen Index (SI_S))

Aussage des Parameters im System: Die beiden Similaritätsindices vergleichen die Parasitenfauna verschiedener Wirtspopulationen miteinander und bewerten deren Ähnlichkeit. Je höher die Ähnlichkeiten sind, desto höhere Wert erreichen die Indices. Eine Orientierung im System kann nicht festgelegt werden, da die Similarität zweier Ökosysteme nicht immer gleich (positiv/negativ) bewertet werden kann.

Ökosystembewertung: Bei *Rutilus rutilus* wurden die beiden thermisch belasteten Probestellen am ähnlichsten eingestuft (67%/71%). Die biotischen und abiotischen Faktoren der beiden Gewässerabschnitte (Fließgeschwindigkeit, Struktur, Temperatur) stimmten überein (MUNLV 2008b, Giebner 2009). Zusätzlich beeinflusste die Erwärmung des Gewässers die Parasitenfauna in dieselbe Richtung. Die Wehre Benninghausen und Uentrop unterschieden sich innerhalb der Lippe am meisten. Die im Naturschutzgebiet gelegene Probestelle unterliegt völlig anderen Begebenheiten als die technisch ausgebaute, belastete Probestelle (Beckers et al. 2004, MUNLV 2008b). Die geringste Similarität besaß die Welse zu sämtlichen anderen Proben. Die Welse gehört zum Flusssystem Ems, die Lippe jedoch zum Flusssystem Rhein (MUNLV & LUA 2001). Es besteht demzufolge keine Verbindung zwischen den beiden Gewässern, die zu einer Überlappung der Faunen führen könnte. Bei *Perca fluviatilis* haben die beiden Probestellen Wehr Benninghausen und Kesslerer Mühle die größte Ähnlichkeit. Beide Gewässerabschnitte liegen oberhalb der ersten Kühlwassereinleitung und sind somit thermisch unbelastet (LANUV 2010). Am meisten unterschieden sich belastete von unbelasteten Probestellen der Lippe.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Da der Parameter so komplex ist und die Gründe von abweichenden Werten nur schwer zu ergründen sind, lässt er sich kaum zur Bioindikation nutzen. Es wird eine Gesamtaussage über zwei Ökosysteme getroffen, die nicht nur einen bestimmten Faktor indiziert. Da diese Analyse zu vielen Einzelwerten führt, ist die Auswertung zum Zwecke einer Indikation nicht möglich. Die Similaritätsindices

lassen sich zwar zu einer ersten Einschätzung verschiedener Wirtspopulationen heranziehen, sind aber als Bioindikatoren ungeeignet.

Integration in den Stargraphen: Da die Similaritätsindices nicht dazu dienen, einen bestimmten Faktor zu indizieren, lassen sich die vielen Einzelwerte einer Probe nicht in den Stargraphen integrieren.

Parameter 10 bis 26: Prävalenzen ausgewählter Parasitenarten

Schon Vidal-Martínez et al. (2009) überprüften die Nutzbarkeit von Parasiten als Bioindikatoren für Umweltbelastungen mithilfe statistischer Meta-Analysen. Diese Untersuchung konnte den Beweis liefern, dass bestimmte Parasitenarten signifikant durch Umweltbelastungen beeinflusst werden. Jedoch reflektieren bestimmte Parasitengruppen Belastungen besser als andere (Lafferty 1999). Die vorliegende Untersuchung basierte auf der Fragestellung, welche Parasitenarten in nordrhein-westfälischen Gewässern dieses besondere indikativische Potential besitzen und wie man diese am besten in einem System miteinander vereint. Geeignete Indikatorarten sollten dabei häufig in einer Wirtsart vorkommen, eindeutig zu bestimmen sein und auch der Lebenszyklus der Arten sollte bekannt sein, damit Rückschlüsse auf das Ökosystem geschlossen werden können (Khan & Thulin 1991, Landsberg et al. 1998, MacKenzie 1999, Galli et al. 2001). Um den Stargraphen als visuelles System zur Indikation des Status eines Gewässers zu testen, wurde zunächst die Prävalenz der Parasitenarten integriert, die laut SIMPER-Analyse bestimmend waren für die Unterschiede zwischen den Proben. Da diese Arten jedoch nicht immer die aussagekräftigsten Indikatorarten für bestimmte Faktoren waren, musste das System modifiziert werden. Da zwei verschiedene Dinge indiziert werden sollten, wurden zwei Versionen des Stargraphen entworfen. Es gab regionale Unterschiede zwischen den Probestellen, die Wassertemperatur betreffend. Die spezifische thermische Belastung sollte durch bestimmte Parasitenarten, die als Effekt-Indikatoren fungieren (Palm 2011), indiziert und im Stargraphen sichtbar gemacht werden. Wenn dies möglich war, sollte das System erweitert werden, sodass die allgemeine Belastungssituation eines Gewässers dargestellt wird. Mithilfe bestimmter Parasitenarten, die als System-Indikatoren fungieren (Palm 2011), sollte der Gewässerstatus bzw. dessen -struktur angezeigt werden.

Skalierung, Orientierung und Aussage des Parameters im System: Jede Parasitenart wird durch einen bestimmten Lebenszyklus übertragen und unterliegt somit auch spezifischen Bedingungen. Jede Art muss deshalb einzeln betrachtet werden. Nur die Arten können individuell in den Stargraphen integriert werden, die spezifisch und signifikant auf bestimmte Umweltbedingungen reagieren (Lafferty 1997, Vidal-Martínez et al. 2009). Auch der Faktor, der indiziert werden soll, nimmt Einfluss auf die jeweilige Skalierung und Orientierung im System. Um die Auswirkungen der **thermischen Belastung** an bestimmten

Probstellen anzuzeigen, wurden die Prävalenzen derart in das System integriert, dass eine Orientierung zum Zentrum diese indiziert (Abbildungen 12 & 14). Es wurde sichtbar, wie groß der Einfluss der künstlich erwärmten Wassertemperatur auf das Ökosystem ist. Bei *Rutilus rutilus* waren die Prävalenzen von *Trichodina* spp., *Diplostomum spathaceum* und *Caryophyllaeides fennica* allgemein eher gering ($P_{[%]} < 20$). Die Prävalenzen von *Tylodelphys clavata* und *Dactylogyrus* sp. unterlagen großen Schwankungen. Die Skalierung von *Trichodina* spp. und *Tylodelphys clavata* war von außen nach innen orientiert, da ihre Prävalenzen durch spezifische Belastungen stiegen (Lafferty & Kuris 1999). MacKenzie (1999) fand heraus, dass Digenea im marinen Bereich mit steigender Temperatur seltener werden. Hier scheint ein wesentlicher Unterschied zwischen dem marinen und dem limnischen Bereich zu bestehen, da die Prävalenz von *T. clavata* mit steigender Temperatur stieg. Bei sämtlichen anderen Arten orientierte sich die Skala von innen nach außen. Sie wurden durch eine thermische Belastung negativ beeinflusst, da das Ökosystem anthropogen verändert wurde (Lafferty 1997, Lafferty & Kuris 1999, Hudson et al. 2006). Bei *Perca fluviatilis* unterlagen die Prävalenzen der Parasitenarten starken Schwankungen. Ein eindeutiger Trend konnte nicht ausgemacht werden. Die Parasitenfauna von *P. fluviatilis* scheint somit nicht primär durch eine Wärmebelastung des Gewässers beeinflusst zu werden, da die Fischart in der Nahrungspyramide zu weit oben zu stehen scheint (Bley 2010). Aus diesem Grunde und da, wie bereits beschrieben, einige Parameter für piscivore Fischarten nicht anwendbar sind, wurde entschieden, dass sich *P. fluviatilis* nicht als Zielfischart zur Bioindikation eignet (siehe 5.4.2).

Um den **Status des Gewässers** bzw. dessen **Struktur** zu indizieren, wurde das System nur auf *R. rutilus* angewendet. Im Kapitel 5.2 wurde bereits ausführlich darauf eingegangen durch welche Faktoren die Verbreitung bestimmter Parasitenarten beeinflusst wird. Aus diesen Ergebnissen entstand ein Stargraph, in den die Daten von *R. rutilus* für jeden Gewässertypus integriert werden können. Es sollte anschließend abgelesen werden, um welchen Gewässertypus es sich handelt und wie die Qualität dieses Gewässers beschaffen ist. Jede Prävalenz indiziert einen ganz bestimmten Faktor der Gewässerstruktur. Je weiter der Wert nach außen orientiert ist, desto naturnaher ist dieses Merkmal ausgeprägt. Die Skalierung wurde derart angelegt, dass die ursprüngliche Intention, bei der außengelegene Werte einen positiven Zustand indizieren, beibehalten werden konnte.

Da der Zwischenwirt im Lebenszyklus von *Pomphorhynchus laevis* fast ausschließlich in Fließgewässern mit ausreichender **Strömungsgeschwindigkeit** vorkommt, indiziert der Acanthocephala mit steigender Prävalenz auch eine steigende Fließgeschwindigkeit bzw. zeigt ein Fließgewässer an (Schwab 1995). Eine steigende Prävalenz der *Trichodina* spp. indiziert eine steigende **bakterielle Biomasse** im Gewässer und deutet demnach zum einen auf eine dichte Vegetation hin, von der organische Substanz stammt, vor allem jedoch auf

eine erhöhte Trophie des Gewässers (Palm & Dobberstein 1999, Ogut & Palm 2005, Rückert et al. 2010). Die Prävalenz der Myxozoa wird ebenfalls durch eine gesteigerte **Trophie** erhöht, da sie sich über Tubificidae verbreiten, die viel organisches Material im Gewässer benötigen (Coulibaly 2007). In den Vergleichsarbeiten wurde der Befall von *Trichodina* spp. häufig nicht untersucht. Dort lässt sich die Prävalenz der Myxozoa als Ersatzparameter nutzen. Monogenea indizieren über die **Fischdichte** indirekt die Größe eines Gewässers. Je größer die Wirtspopulation bzw. -dichte ist, desto besser können sich Monogenea verbreiten (Koskivaara et al. 1999, Bagge et al. 2004). Der letzte Parameter ist die Prävalenz der Vogel-Cestoda. Die häufigsten Arten bei *R. rutilus* waren *Ligula intestinalis* und *Paradilepis scolecina*. Im Vergleich aller ausgewerteten Daten ist aufgefallen, dass Vogel-Cestoda nur in **Stillgewässern** nachgewiesen werden konnten. Dies lässt sich durch die Tatsache erklären, dass die meisten Copepoda, darunter auch *Eudiaptomus gracilis*, der als häufiger Zwischenwirt bekannt ist (Scholz et al. 2004), nur in Stillgewässern verbreitet sind (Schwab 1995).

Ökosystembewertung: In der Literatur werden verschiedene Verhaltensweisen der *Trichodina* spp. in Bezug auf eine **thermische Belastung** geschildert (Lafferty 1997, MacKenzie 1999). In der vorliegenden Arbeit scheint die Prävalenz bei *R. rutilus* unabhängig von der Temperatur an denjenigen Probestellen zu steigen, an denen die Trophie am höchsten ist. Dabei stimmten die Ergebnisse der Myxozoa mit denen der *Trichodina* spp. überein. Dies bestätigt den Verdacht, dass die beiden Taxa als Indikatororganismen für ähnliche Zustände dienen. Die Prävalenzen von *D. spathaceum* und *C. fennica* sanken mit steigender Temperaturbelastung nur leicht ab. Ein deutliches Ergebnis war bei *T. clavata* zu erkennen. Die Prävalenz des Digenea stieg hochsignifikant ($p < 0,001$) mit der Temperatur an, was die Aussage von Lafferty & Kuris (1999) bestätigt. Auch *Dactylogyrus* sp. sank am Wehr Buddenburg deutlich ab. Dieser Trend konnte jedoch nicht statistisch abgesichert werden.

Um das Ergebnis, bezogen auf die Indikation des **Gewässerzustandes** besser analysieren zu können, wurde zusätzlich zu den Einzelgraphen ein Masterstargraph erstellt, der die Ergebnisse sämtlicher zur Verfügung stehenden Untersuchungen vereint (Abb. 15). Die entstandenen Ergebnisse werden in Kapitel 5.5 ausführlich diskutiert und erläutert.

Bewertung des Parameters zur Bioindikation: Im vorangegangenen Abschnitt konnte belegt werden, dass sich die Prävalenz bestimmter Parasitenarten zur Bioindikation vom Status verschiedener Gewässer in NRW eignen. Die Berechnung von Prävalenzen lässt sich sehr einfach und ohne großen Aufwand unter der Verwendung der Gesamtzahl untersuchter Fische und befallener Fische berechnen. Somit ist die Berechnung bei Indikatorarten sehr empfehlenswert für parasitologische und auch andere ökologische Studien.

Integration in den Stargraphen: Die vorgestellten Parasitentaxa wurden in die zwei Stargraphen zur Indikation der thermischen Belastung und des Gewässerstatus integriert.

Anpassung der Grenzwerte: Um die Prävalenzen der Parasitenarten/-taxa schneller bewerten zu können, wurden drei farbliche Markierungen in den Stargraphen integriert. Der innere rote Bereich zeigt einen extrem veränderten Zustand des Gewässers an. Der mittlere, gelbe Bereich umfasst Prävalenzen zwischen 30% und 60%. Damit sind im gelben Bereich die Satellitenarten mit Prävalenzen zwischen 40% und 60% enthalten (Hanski 1982). Der äußere, grüne Bereich indiziert einen naturnahen Zustand des Gewässers. Somit sind die wichtigen Kernarten mit Prävalenzen zwischen 60% und 100% separat abgebildet (Hanski 1982).

5.4.2 Unterscheidung der Regionalität

Um Unterschiede zwischen den beprobten Bereichen in der Lippe und weiterführend auch eine thermische Belastung zu indizieren, wurde ein Stargraph erstellt, in dem die Ergebnisse von drei unterschiedlichen Probestellen vergleichend dargestellt werden. Die Probestelle Wehr Benninghausen beschreibt einen renaturierten, unbelasteten Bereich der Lippe, das Wehr Uentrop beinhaltet die erste Kühlwassereinleitung. Die Abbildungen 11 und 13 zeigen den Stargraphen unter Verwendung der relevanten Parasitenarten aus der SIMPER-Analyse. In der oberen Hälfte des Stargraphen, der die allgemeine Qualität des Gewässers bewertet, lagen die Werte sehr dicht beieinander. Nur die Diversitätsindices zeigten mit der Belastung eine Orientierung zum Zentrum. Die Biodiversität der Parasiten verringerte sich mit der Belastung des Gewässerabschnitts (Hudson et al. 2006). Auch bei den Parasitenarten, außer bei *Contracaecum micropapillatum*, lagen die Werte des belasteten Wehres Uentrop am weitesten innen. Bei einigen Parametern, beispielsweise dem E/E (R) lagen die Werte der belasteten Probestelle weiter außen.

Im Folgenden wurde die visuelle Integration der Parasitenarten angepasst und dementsprechend thermosensible Arten aus der Literatur verwendet. Bei *Rutilus rutilus* (Abb. 12) ließen sich die folgenden Ergebnisse ablesen: Bei jedem Parameter, außer beim E/E (R) und der Prävalenz der *Trichodina* spp., lagen die Ergebnisse des unbelasteten Standorts außen, die Werte des Wehres Uentrop lagen weiter zum Zentrum orientiert. Dieses Bild folgte der Erwartung, dass eine Orientierung der Parameter nach außen auf eine natürliche Qualität des Gewässers hinweist. Beim E/E (R) befand sich das thermisch belastete Wehr Uentrop weiter außen. Das Verhältnis von Ektoparasiten zu Endoparasiten sowie die Verbreitung der *Trichodina* spp. ließ sich demzufolge nicht negativ von einer thermischen Belastung beeinflussen. Andere Verschmutzungen spielten dort eine größere Rolle, wie auch schon in anderen Untersuchungen festgestellt werden konnte (Kleinertz 2010). Der Einfluss der künstlich erhöhten Wassertemperatur wurde bei *Tylodelphys clavata*

am deutlichsten. Da es sich um hochsignifikante Unterschiede zwischen den Probestellen handelt, kann ein zufallsbedingtes Ergebnis ausgeschlossen werden. Die Prävalenzen der weiteren Arten zeigten einen negativen Trend mit der Erwärmung, der sich auch bei *Caryophyllaeides fennica* statistisch nicht absichern ließ.

Für *R. rutilus* kann dieser Stargraph standardmäßig zur Indikation einer spezifischen anthropogenen (thermischen) Belastung angewendet werden. Das gesamte System lässt sich zur Effekt-Indikation nutzen, womit sich **Arbeitshypothese V** bestätigen lässt.

Bei *P. fluviatilis* ist dies aus den in Kapitel 5.4.1 genannten Gründen nicht der Fall. Der Stargraph (Abb. 14) zeigte bei diesem Barschartigem kein eindeutiges Bild. Fische einer hohen trophischen Stufe besitzen aufgrund ihrer Stellung im Nahrungsnetz ein geringes indikatives Potential (Bley 2010). Da *R. rutilus* sowohl als Zwischen- wie auch als Endwirt von Parasitenarten fungiert, sich omnivor ernährt und als Schwarmfisch lebt (MUNLV 2001), bildet diese Fischart das ideale Untersuchungsobjekt für bioindikative Analysen. Schon Dzika & Wyżlic (2010) stellten fest, dass nur komplexe Gemeinschaften als Indikatoren für die Habitatsqualität dienen können und schlugen die Metazoa-gemeinschaft von *R. rutilus* als geeignetes Bioindikationssystem vor.

5.4.3 Unterscheidung der Annualität

Im annualen Vergleich der beprobten Sommer 2008 und 2009 schwankten die Parameter nur geringfügig (siehe Anhang VIII). Bei *Rutilus rutilus* verringerte sich die Fläche des Stargraphen im zweiten Jahr tendenziell. Zumeist orientierten sich die Diversitätsindices sowie der E/E (R) nach innen. Eine mögliche Erklärung könnte der extrem kalte Winter 2008/2009 liefern. Die ungewöhnlich niedrige Wassertemperatur könnte vor allem den aquatischen Invertebrata geschadet haben, die als Zwischenwirte fungieren. Lediglich im Deichseitengraben orientierten sich die Werte 2009 weiter nach außen als in 2008. An den Probestellen, die auch im Winter 2008/2009 beprobt wurden, konnte ein saisonaler Wechsel in der Parasitenfauna beobachtet und mit der visuellen Integration sichtbar gemacht werden. Die Hypothese, dass annuelle/saisonale Unterschiede in der Parasitözönose bestehen (**Arbeitshypothese III**), konnte somit verifiziert werden. Die Diversitätsindices und der Dominanzindex waren im Winter wesentlich höher als im Sommer. Dies spiegelt die Reservoirwirkung der Nebengewässer im Winter wider. Im Hauptstrom (Wehr Uentrop) sanken die Prävalenzen aller Parasitenarten im Winter ab, was den Graphen im Bereich *Trichodina* spp., *Myxidium rhodei*, *Tylodelphys clavata* und *Dactylogyrus* sp. vergrößerte. Im Deichseitengraben stiegen die Prävalenzen generell an. Die Tatsache, dass beruhigte Gewässerbereiche für Fische und andere aquatische Organismen als Rückzugsräume gelten, ließ sich auch auf die Parasiten übertragen (Lampert & Sommer 1999). Dieser Zusammenhang erklärt auch, warum die Diversitätswerte im Jahr 2009

gegenüber den Proben des Hauptstroms auf einem hohen Level blieben und nicht abfielen. Die beste Zeit für eine Probenahme wäre, den Ergebnissen der vorliegenden Arbeit folgend, im **Spätsommer/Herbst**. Im Frühjahr, wenn die Fische aus den Nebengewässern in den Hauptstrom zurückkehren, besitzen sie noch immer eine große Zahl akkumulierter Parasiten aus dem Winter, die sie im Laufe des Jahres verlieren. Ein Grund dafür könnte sein, dass die Fische als Fehlwirt befallen wurden oder dass im primären Ökosystem (Hauptstrom Lippe) nicht genügend (spezifische) Wirte vorhanden sind. Wenn dies der Fall ist, wird der Lebenszyklus unterbrochen. *Diplostomum spathaceum* ist ein Beispiel für eine Art, bei der die Larve lange (bis zu vier Jahre) im Fisch überleben kann (Burrough 1978). Diese Art war im Winter wie im Sommer in ähnlich hohen Prävalenzen vorhanden. Die Parasitenarten bzw. -häufigkeiten, die im Spätsommer herrschen, etablieren sich in den Fischen auch weiterhin. Dies ist vergleichbar mit einem Katastrophen-Szenario in einem großen Fließgewässer. Bestimmte Parasitenarten würden durch eine punktuelle Verschmutzung des Hauptstroms rapide dezimiert. In den „Parasitenreservoirs“, d.h. in Nebengewässern und/oder in Winterquartieren, infizieren sich die Fische dann erneut mit ihrer ursprünglichen Parasitenfauna, da sich dort die invertebraten Zwischenwirte dauerhaft aufhalten (Valtonen et al. 2003). Das vorgestellte Indikatorsystem hat also auch in diesem Falle noch seine Gültigkeit, solange die Probennahme im Spätsommer stattfinden würde. Mit dem Festlegen einer optimalen Zeit für Probennahmen würden natürliche Schwankungen der sensiblen Indikatorarten beachtet und aus der standardisierten Untersuchung eliminiert, so dass eine Vergleichbarkeit von Daten in jedem Fall gewährleistet wäre. Im Rhein beispielsweise herrscht eine sehr geringe Diversität in der Parasitenfauna von *R. rutilus* (Emde 2010). Aufgrund der ungünstigen Bedingungen wie Gewässerbreite, hohe Fließgeschwindigkeit, Schiffsverkehr sowie hoher Belastungsgrad verlieren die Fische beim Einwandern in das Gewässer einen Teil ihrer Parasitenfauna. So können sich nur häufige und generalistische Arten wie z. B. *Pomphorhynchus laevis* etablieren. Diese Arten wurden bevorzugt in den Stargraphen integriert, damit er auch an solchen Extremstandorten seine Gültigkeit behält.

5.5 Bioindikation im Süßwasser

Um das Potential des vorgestellten Indikatorsystems auf die übergeordnete Fragestellung einer System-Indikation zu erweitern, wurde das System optimal angepasst. Wie bereits erläutert wurden Parasitenarten verwendet, die bestimmte Faktoren eines Gewässers indizieren. Dies konnte jedoch nur bei *Rutilus rutilus* erfolgen, da sich *Perca fluviatilis* erwiesenermaßen nicht als Untersuchungsobjekt für diesen Zweck eignet. Die Abbildungen der visuellen Integration (Stargraph) sind in Anhang VIII dargestellt. Abbildung 15 zeigt einen Masterstargraphen, in dem sämtliche Ergebnisse der drei Gewässertypen zusammengefasst dargestellt sind.

Acanthocephala konnten in NRW nur in den untersuchten Fließgewässern nachgewiesen werden. Der Unterschied zu Stillgewässern und Talsperren war hochsignifikant ($p < 0,001$). Dies bestätigt die Annahme, dass *Pomphorhynchus laevis* ein Systemindikator-Organismus für Fließgewässer ist.

Auch die Prävalenzen der *Trichodina* spp. ($p < 0,05$) und Myxozoa spp. ($p < 0,05$) waren in Fließgewässern am höchsten, womit sie am weitesten innen lagen und sich signifikant von denen der anderen Gewässertypen unterschieden. Ausschlaggebend für die hohe Prävalenz der *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. waren die kleinen Fließgewässer, wie Deichseitengraben und Werse sowie Ruhr, in denen erwartungsgemäß eine höhere Trophie indiziert wurde als in den anderen Gewässern. Die Ruhr ist laut Grabowski (2007) kritisch mit Nitrat belastet, das als Pflanzennährstoff genutzt wird und die Trophie somit steigert. Im schnell fließenden Rhein wurde die Trophie erwartungsgemäß als niedrig angezeigt. In den Stillgewässern lag die Prävalenz der *Trichodina* spp. stets im grünen Bereich. Auch Myxozoa spp. konnten nur in sehr geringen Mengen nachgewiesen werden. In den Talsperren konnten ebenfalls keine Myxozoa spp. und somit keine erhöhte Trophie indiziert werden (Coulibaly 2007, Bley 2010). *Trichodina* spp. und Myxozoa spp. lassen sich kombiniert als Systemindikatoren für die Trophie eines Gewässers verifizieren.

Die Monogenea übten den größten Einfluss auf die kleinen Gewässern Diergardt'scher Seitenkanal, Quabbe und Deichseitengraben aus. Hier ist die Wirtsdichte aufgrund der geringen Größe der Gewässer besonders hoch, somit konnten sich Monogenea besonders gut verbreiten (Koskivaara et al. 1999). Überraschend war jedoch die hohe Prävalenz der Monogenea im Rhein. Emde (2010) erklärte das Phänomen damit, dass die Fische aus einem Hafbereich stammten, wo sie sich in großen Dichten zur Paarungs- und Laichzeit aufhielten. In diesem eingeschränkten Raum konnten sich die Ektoparasiten, ähnlich wie in einem kleinen Gewässer, sehr gut verbreiten. Im Dörpfeld- und im Masureensee lag die Prävalenz der Monogenea bei 100%. Dort scheint die Cyprinidendichte sehr hoch gewesen zu sein. In den Talsperren war nur in der Probe Möhnetalsperre II, die aus dem Herbst stammte, eine hohe Prävalenz der Monogenea zu verzeichnen. In der Probe Möhnetalsperre I dagegen konnten keine Monogenea nachgewiesen werden. *Rutilus rutilus* laicht dort von April bis Mai (Terofal 1984). In dieser Zeit stehen die Fische auch in den großen Talsperren außergewöhnlich dicht zusammen, weshalb die Laichzeit der Fische auch die Hauptinfektionszeit der Ektoparasiten darstellt. Die Ergebnisse der Möhnetalsperre II stammten aus einer Beprobung, die nach der Laichzeit terminiert war. Die der Möhnetalsperre I lag im März, also vor der Laichzeit. Diese Feststellung führt erneut zu dem Befund, dass zwei Proben nur miteinander vergleichbar sind, wenn sie aus derselben Zeit im Jahr stammen.

Vogel-Cestoda konnten nur in Stillgewässern nachgewiesen werden. Die Prävalenz unterschied sich extrem signifikant ($p < 0,001$) zu der von Fließgewässern und Talsperren. Dies bestätigt die Annahme, dass Cestoda, die einen Vogel als Endwirt nutzen, Systemindikatoren für Stillgewässer sind.

Die vorliegende Untersuchung führte zu dem Schluss, dass sich Fischparasiten als Bioindikatoren nutzen lassen um Aussagen über die Situation der Gewässer in NRW treffen zu können. Es war ebenfalls möglich besonders sensible Parasitenarten festzulegen, die bestimmte Belastungen bzw. anthropogene Veränderungen in einem Ökosystem indizieren. Dies gelang sowohl bei der Indikation einer spezifischen anthropogenen Veränderung (**Effekt-Indikation**), der thermischen Belastung, als auch um gesamte systemare Aussagen (**System-Indikation**) über verschiedene Gewässertypen in NRW zu treffen, die im folgenden Kapitel noch einmal vorgestellt werden.

5.6 Vorstellung der geeigneten Indices zur Bioindikation

Die in Kapitel 5.5 erhobenen Parameter wurden den jeweiligen Gewässertypen (Stillgewässer, Fließgewässer, Talsperre) zugeordnet, zusammengefasst und visuell in einen Stargraphen integriert. Dabei ließ sich feststellen, dass sich der Graph der Fließgewässer insgesamt durch die größte Fläche auszeichnete. Im oberen Bereich des Stargraphen waren die Werte für die Diversitätsindices besonders hoch. Fließgewässer weisen eine große Variabilität an Lebensräumen auf. Des Weiteren waren die Graphen der Fließgewässer signifikant ($p < 0,001$) nach rechts (zu *Pomphorhynchus laevis*) ausgedehnt, da Acanthocephala nur bei höherer Fließgeschwindigkeit verbreitet sind. Stillgewässer dagegen zeigten eine ausgeprägte Orientierung nach links (Vogel-Cestoda), da diese Taxa mit hochsignifikanter Sicherheit ($p < 0,001$) nur in diesem Gewässertyp auftreten. Die Fläche des Graphen war insgesamt jedoch deutlich kleiner als bei Fließgewässern, da sich alle Parameter im oberen Bereich nach innen, in den gelben Bereich orientierten. Der Stargraph der Talsperren besaß die geringste Fläche. Im unteren Bereich war keine eindeutige Orientierung erkennbar. Acanthocephala sowie Vogel-Cestoda können vereinzelt auftreten, da das Gewässer ein aufgestauter Flusslauf ist (Bley 2010). Es herrschen also Bedingungen zweier Gewässertypen, was dazu führt, dass beide Indikatorarten auftreten können. Die geringen Prävalenzen aller Parasitenarten lassen sich durch die eingeschränkten Lebensräume der tiefen Talsperren erklären, da weder für Organismen der Fließgewässer noch der Stillgewässer optimale Bedingungen herrschen (Pothmann 2009). Wenn sich dieser Trend auch in Untersuchungen weiterer Talsperren bestätigen ließe, wäre es geraten, die Skalierung bei diesem Gewässertypus zu verkleinern umso auch geringe Veränderungen in den Prävalenzen der Parasiten indizieren zu können. Im oberen Bereich wurden dadurch vor allem die Diversitätsindices sowie der Dominanzindex verringert.

Der in Abbildung 15 vorgestellte Stargraph kann zur System-Indikation des Gewässerzustandes genutzt werden und indiziert darüber hinaus den Typus eines Gewässers, womit sich die **Arbeitshypothese VI** bestätigen lässt. Die Darstellung gibt auch dem Laien einen Überblick über die Parameter Fließgeschwindigkeit, Trophie, Fischdichte bzw. Größe des Gewässers und ebenfalls über den Gesundheitszustand der Fische und den Status des Ökosystems. Welcher Parameter für welche Eigenschaft im Gewässer steht, ist noch einmal in Tabelle 21 zusammengefasst.

Tab. 21: Verwendete Indikatoren zugeordnet zu den jeweiligen indizierenden Eigenschaften.

Indikator	Indizierte Eigenschaft
K_{SL}	Gesamtzustand der Fische
Evenness	Störungen/Dominanzen im Ökosystem
E/E (R)	Verschmutzungsgrad
Simpson Index, H'	Diversität im Ökosystem
$P_{[\%]} P. laevis$	Hohe Fließgeschwindigkeit - Fließgewässer
$P_{[\%]} Trichodina$ spp., Myxozoa	Trophie
$P_{[\%]}$ Monogenea	Fischdichte bzw. Größe des Gewässers
$P_{[\%]}$ Vogel-Cestoda	Geringe Fließgeschwindigkeit - Stillgewässer

Die Methode der visuellen Integration hat sich als optimales Mittel bestätigt, um das indikativische Potential von Fischparasiten zu vereinen und abzubilden. Die Stargraph-Methode (Palm & Rückert 2009, Palm et al. 2011) lässt sich demzufolge auch auf den limnischen Bereich übertragen und indiziert genauso wie im marinen Bereich (Kleinertz 2010) die ökologischen Begebenheiten der Ökosysteme (**Arbeitshypothese VII**).

5.7 Nahrungsökologische Untersuchungen

Um die Lebenszyklen der Parasiten und deren Infektionsquelle nachvollziehen zu können, wurden neben den parasitologischen auch nahrungsökologische Untersuchungen durchgeführt.

Bei *Rutilus rutilus* konnten insgesamt 25 Beuteorganismen nachgewiesen werden, die regional und saisonal variierten. Pflanzenbestandteile stellten immer den Hauptbestandteil der Nahrung dar. Mit den Pflanzen wurden vor allem in den Nebengewässern und am Wehr Buddenburg Mollusca aufgenommen. Dies spiegelte sich in der Parasitierung der Fische wider. An den genannten Standorten waren die Prävalenzen und Intensitäten der Digenea, vornehmlich *Tyloodelphys clavata*, besonders hoch. Mollusca stellen den ersten Zwischenwirt der nachgewiesenen Digenea dar (Faulkner et al. 1989, Gibson et al. 1992, Rantanen et al. 1998). *Rutilus rutilus* infiziert sich nicht oral mit den Larven, sondern wird aktiv von freischwimmenden Cercarien befallen (Burrough 1978, Faltýnková & Haas 2006). Der Nachweis der Mollusca im Darminhalt gab jedoch einen Hinweis darauf, dass die Zwischenwirte an den Probestellen abundant vorkamen und dass sich die Fische regelmäßig in deren Umgebung aufhielten, um sie zu fressen. Somit kann der Infektionsweg geschlossen nachvollzogen werden.

Im Winter 2009 änderte sich die Ernährungsweise von *R. rutilus*. Am Wehr Uentrop nahm die Bedeutung der Crustacea, vor allem der Copepoda und Amphipoda, deutlich zu. Die Änderung der Nahrungspräferenz wurde in der Parasitierung jedoch nicht abgebildet. Im Deichseitengraben ging die Bedeutung der Pflanzen im Winter ebenfalls jahreszeitlich bedingt zurück. Den Nahrungsbedarf deckten die Fische vornehmlich mit adulten Insecta und Crustacea. Die vermehrte Aufnahme von Copepoda, die den ersten Zwischenwirt vieler Nematoda darstellen (Moravec 1994), führte zu einem erhöhten Befall von *Contracaecum micropapillatum*.

Die zweite Sommerprobe ergab ähnliche Ergebnisse wie die aus dem Jahr 2008. Auffällig war jedoch das vermehrte Auftreten von Copepoda am Wehr Uentrop. Dies führte wider Erwarten nicht zu einer Steigerung der Prävalenz der Nematoda. Als Erklärung lässt sich auch das Fehlen von Vögeln als Endwirte ausschließen, da Digenea, die die gleichen Taxa nutzen, abundant auftraten. In der Weise, einem dicht bewachsenem Gewässer, bestand die Nahrung vorwiegend aus Pflanzen. Die Ernährung der verschiedenen Größenklassen unterschied sich nur sehr gering. Mollusca traten nur selten auf, was die geringen Prävalenzen der Digenea erklärt.

Das Nahrungsspektrum war bei *Perca fluviatilis* mit 30 verschiedenen Beuteorganismen etwas diverser als das von *R. rutilus*. Am Wehr Benninghausen dominierten Teleostei den Mageninhalt. Berechnet man das Verhältnis der Anzahl von Parasitenarten, bei denen *P. fluviatilis* Endwirt ist, zu Parasitenarten bei denen die Fischart einen Zwischenwirt darstellt, so akkumulierte *P. fluviatilis* am Wehr Benninghausen, mit einem Verhältnis von 2,67 (8:3), doppelt so viele adulte Parasiten als beispielsweise am Wehr Uentrop mit 2,67 (5:4). Am Wehr Buddenburg und im Deichseitengraben konnten vorwiegend Crustacea nachgewiesen werden. Am Wehr Buddenburg waren dies vor allem strömungsliebende Amphipoda, die den Acanthocephala *P. laevis* übertragen (Schwab 1995, Lagrue et al. 2007). Im Deichseitengraben herrschten Cladocera, Decapoda und Isopoda vor. *Asellus aquaticus* dient als Zwischenwirt für *Acanthocephalus* sp., womit der Infektionszyklus von *A. anguillae* und *A. lucii* im Deichseitengraben nachvollzogen werden kann, der zu einer hohen Infestationsrate geführt hat. Des Weiteren stieg an dieser Probestelle die Zahl der Teleostei gegenüber dem Vorjahr an, was zu einem höheren Verhältnis zwischen adulten und juvenilen Parasitenarten führte (1,0/1,5).

Der Anstieg der neozoischen Amphipoda im Mageninhalt von *P. fluviatilis* zeigt, dass diese Fischart von ihrer ursprünglichen Nahrung abwich und auch die nicht-heimischen Arten fraß. Die Lippe zeigt ein hohes (Ausbreitungs-) Potential für neozoische Amphipodaarten. Vor allem an den belasteten Probestellen haben neozoische Arten die heimischen Amphipoda fast vollständig verdrängt. Gründe dafür könnten zum einen die künstliche

Erwärmung des Gewässers sein, zum anderen aber auch der Ausbau des Flusses über weite Teile. Viele der eingeschleppten und bereits etablierten Flohkrebse besitzen eine viel höhere Toleranz gegenüber Belastungen. Vor allem *Dikerogammarus villosus* verfügt über eine breite Thermo- und Halotoleranz (Emde 2010). Eingeschleppte Arten haben deshalb oft in anthropogen veränderten Gewässern einen Vorteil gegenüber heimischen Arten und können sich dort etablieren und stark vermehren (Nehring 2011).

5.8 Artenverteilung und Befall der Zwischenwirte

Am Wehr Buddenburg konnte bei nahrungsökologischen Untersuchungen die diverseste und abundanteste Amphipodafauna nachgewiesen werden. Da diese Crustacea zu den häufigsten Zwischenwirten der Fischparasiten gehören, wurden diese parasitologisch auf Larven untersucht. Insgesamt konnten acht Amphipodaarten identifiziert werden, von denen sechs als Neozoa bezeichnet werden. Das bedeutet, dass diese Arten gebietsfremd sind und in heimische Gewässer eingeschleppt wurden bzw. eingewandert sind (Eggers & Martens 2001). Die neozoischen Arten stammen meist aus dem pontokaspischen Raum. In der untersuchten Probe dominierte *Dikerogammarus villosus* mit 59,4% der Individuen. Dieser Amphipoda wurde in den 1990er Jahren das erste Mal im Rhein nachgewiesen. Er besitzt eine breite ökologische Potenz und kann sich aufgrund seiner räuberischen Lebensweise gegen einheimische Arten, beispielsweise *Gammarus pulex*, durchsetzen und diese sogar verdrängen (LfU Baden-Württemberg 2005). In der vorliegenden Arbeit konnte *G. pulex* zwar nachgewiesen werden, aber nur in geringer Anzahl. Auch *Gammarus tigrinus*, die zweithäufigste Art am Wehr Buddenburg ist ein Neozoa, der allerdings schon seit 1957 in Deutschland verbreitet ist (IKRS 2009). Lediglich 0,2% der an diesem Standort nachgewiesenen Amphipoda waren einheimische Arten, 99,8% der Individuen wurden durch etablierte Neozoa dargestellt.

Es konnte nur eine Larve von *Pomphorhynchus* sp. aus *D. villosus* isoliert werden. Amphipoda ließen sich in der vorliegenden Arbeit als Zwischenwirte identifizieren, was die **Arbeitshypothese V** bestätigt. Es gelang erst das zweite Mal *D. villosus* als Zwischenwirt für *Pomphorhynchus* sp. zu bestimmen. Der Erstnachweis konnte von Emde (2010) im Rhein erbracht werden. Im Rhein konnte der ursprüngliche Zwischenwirt *G. pulex* (Lagrange et al. 2007) nicht mehr nachgewiesen werden, da er durch *D. villosus* vollständig verdrängt wurde. In der Lippe sind beide Arten nebeneinander verbreitet. Trotzdem nutzt der Acanthocephala *D. villosus* als seinen Zwischenwirt. *Dikerogammarus villosus* kam in viel höheren Stückzahlen (25fach) als *G. pulex* am Wehr Buddenburg vor. Da der Neozoa sehr halo- und thermotolerant ist, kann er sich besser als andere Amphipodaarten an dieser Probestelle, die sich durch einen erhöhten Salzgehalt und eine erhöhte Temperatur auszeichnet, verbreiten (Emde 2010). Das Überangebot einer Art scheint den Parasiten zu

einer lateralen Inkorporation zu zwingen, um die Vollendung seines Lebenszyklus zu sichern. Dabei kommt es nicht zu einer Erweiterung des Zyklus, sondern bestehende Wirte werden ausgetauscht (Parker et al. 2003).

5.9 Fazit

In der vorliegenden Arbeit konnten folgende Fragestellungen erfolgreich beantwortet werden. Es konnte gezeigt werden, dass sich Fischparasiten als Bioindikatoren nutzen lassen, um Aussagen über den Status verschiedener Gewässer in NRW zu treffen. Darüber hinaus konnten spezifische Parameter und Parasitenarten festgelegt werden, die ein hohes indikatives Potential besitzen und in der Lage sind sowohl bestimmte Belastungen aufzuzeigen als auch systemare Aussagen über ein Ökosystem zuzulassen.

Eine parasitologische Untersuchung von *Rutilus rutilus* führt zu einer umfassenden Charakterisierung eines Gewässers und kann somit bei einem regelmäßigen Monitoring als Frühwarnsystem für Verschmutzungen und ökosystemare Änderungen genutzt und angewandt werden (Kapitel 5.4, 5.5)

Eine parasitologische Untersuchung von *Perca fluviatilis* führte zu wenig aussagekräftige Ergebnisse und somit kann seine Parasitenfauna nicht zur Bioindikation im Süßwasser herangezogen werden (Kapitel 5.4.1, 5.4.2).

Des Weiteren zeigte sich, dass die Diversität der Fischparasiten in den struktur- und fischreichen Nebengewässern höher war als im Hauptstrom der Lippe, was in der höheren Diversität von Zwischenwirten, und der Eingrenzung der Fischgemeinschaft auf einen engeren Raum begründet liegt (Kapitel 4.2, 4.5.1, 4.6.1, 5.2, 5.4.2). **Arbeitshypothese I**

Auch in nordrhein-westfälischen Gewässern zeigten sich natürliche, saisonale Schwankungen in der Parasitozönose (Kapitel 4.2, 4.5.2, 4.6.2, 5.3, 5.4.3).

Arbeitshypothese II

Die nahrungsökologischen Untersuchungen zeigten, dass die Fischparasiten vor allem bei heteroxenen Endoparasiten maßgeblich über die Nahrungskette übertragen werden. Folglich ist die Diversität der planktischen und benthischen Makroinvertebratenfauna, die die Zwischenwirtsfauna darstellt, bestimmend für die Verbreitung der Fischparasiten (Kapitel 4.7, 4.8, 5.7, 5.8). **Arbeitshypothese III**

Dikerogammarus villosus konnte als Zwischenwirt für den Acanthocephala *Pomphorhynchus* sp. identifiziert werden (Kapitel 4.8, 5.8). **Arbeitshypothese IV**

Es konnte bestätigt werden, dass sich Fischparasiten nutzen lassen um spezifische Veränderungen im Ökosystem, ausgelöst durch anthropogene Einflüsse, anzuzeigen (Effekt-Indikator) (Kapitel 4.2, 4.6.1, 5.2, 5.4.2). **Arbeitshypothese V**

Zudem konnte auch eine umfassende Aussage über den Gesamtzustand von unterschiedlichen Gewässertypen getroffen werden (System-Indikator) (Kapitel 4.6.3, 5.4, 5.6). **Arbeitshypothese VI**

In der vorliegenden Arbeit konnte gezeigt werden, dass die Stargraph-Methode auch in nordrhein-westfälischen Gewässern das Mittel der Wahl ist, um einzelne spezifische Parameter zu vereinen und gemeinschaftlich abzubilden, um so den Status von Binnengewässern abzubilden (Kapitel 4.6, 5.4, 5.5, 5.6). **Arbeitshypothese VII**

Dabei ist es jedoch wichtig, dass die Beprobungen immer zur selben Zeit im Jahr, bevorzugt im Spätsommer/Herbst, durchgeführt werden (Kapitel 5.4.3), um natürliche Schwankungen in der Parasitozönose auszuschließen. Als geeignetste Beprobungsart, um gleichbleibende Ergebnisse zu erlangen, hat sich die Elektrofischerei herausgestellt (Kapitel 4.3, 5.2.1).

Somit könnten in Zukunft die vielen einzelnen Untersuchungen zu Gewässerflora, Makrozoobenthos, Fischfauna, chemischen und physikalischen Begebenheiten sowie Fischgesundheit entfallen und durch eine zeitsparende parasitologische Untersuchung nach dem vorgestellten System ersetzt werden, die diese Komponenten durch die diffizilen Lebenszyklen der Parasiten in sich vereinen.

5.10 Ausblick

In Anlehnung an die Untersuchungen von Kleinertz (2010) konnte die visuelle Integration (Stargraph) auch auf ein limnisches Ökosystem in Nordrhein-Westfalen angewandt werden. Dazu mussten sowohl einige Parameter ersetzt (Bsp. HSI/ K_{SL}) als auch die Skalierung an das Süßwasser angepasst werden. Um das vorgeschlagene System zu bestätigen und zu verbessern, sollten in Zukunft weitere Gewässer beprobt und untersucht werden. In der vorliegenden Arbeit wurden bereits die Daten von 983 Fischen ausgewertet und in den Stargraphen integriert. Dies ermöglichte eine verlässliche Weiterentwicklung des Systems von Palm & Rückert (2009) und Palm et al. (2011). Sinnvoll wäre es, die visuelle Integration mit einer Software zu automatisieren. So würde das Einfügen der Daten in den Stargraphen und die Darstellung, die in der vorliegenden Arbeit manuell vorgenommen wurden, erleichtert und genauer werden. Denkbar wäre es zudem, dass das Ergebnis zur Indikation der Gewässerstruktur sofort darstellt, um welchen Gewässertypus es sich handelt.

Zusätzlich könnten die Parasitenarten in einer Enddarstellung visuell durch die spezifischen Eigenschaften des Gewässers ersetzt werden, die sie indizieren. So könnte die Auswertung erleichtert werden und wäre auch für einen Laien durchzuführen. Eine mögliche Enddarstellung ist in Abbildung 17 beispielhaft abgebildet.

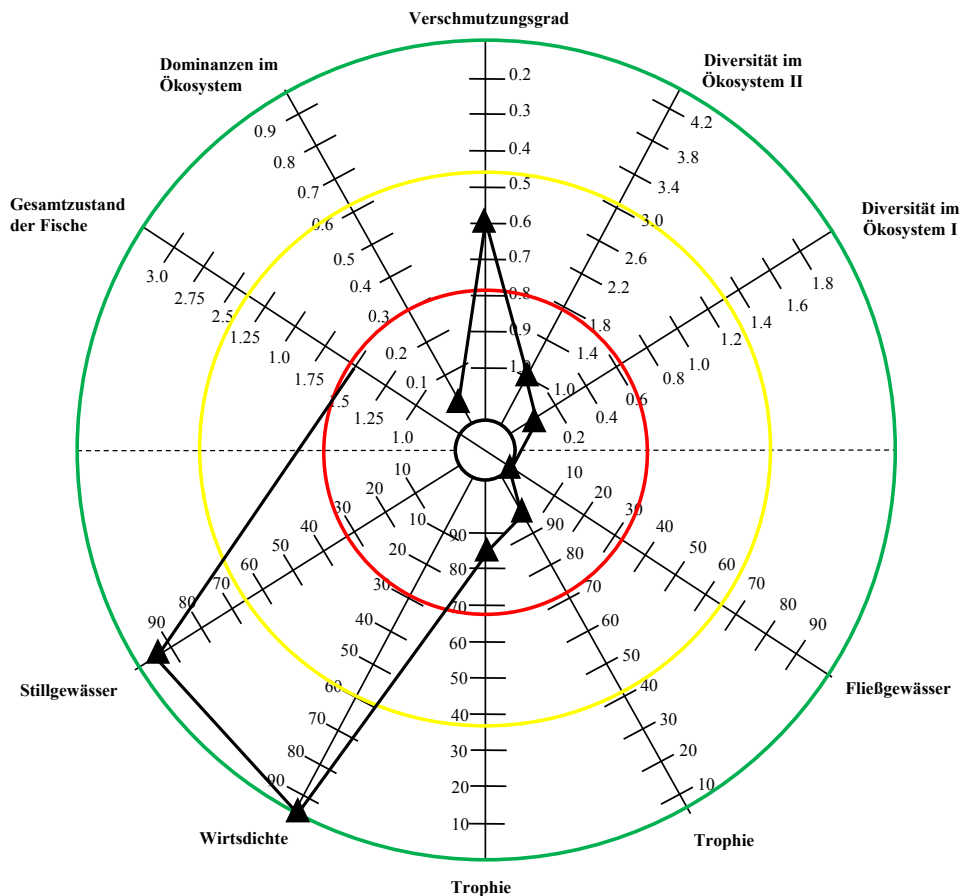


Abb. 17: Beispielhafte Enddarstellung der visuellen Integration, um die Ergebnisse einem breiten Publikum zu präsentieren.

Die Stargraph-Methode hat sich als vielversprechende Technik herausgestellt um Veränderungen in einem Ökosystem zu indizieren, sowohl in tropischen als auch in gemäßigten, limnischen Bereichen. Im Stargraphen konnten auch Unterschiede zwischen den Probestellen sichtbar gemacht werden, die statistisch nicht abgebildet wurden. Durch diese innovative Methode ist es demnach auch möglich geringste Veränderungen in einem Ökosystem aufzuzeigen. Dies zeigt zwar lediglich einen Trend an, kann aber in der Überwachung eines Gewässers von wichtiger Bedeutung sein, um möglichst früh eine Veränderung zu detektieren und gegebenenfalls zu verhindern. Bei einem regelmäßigen Monitoring werden schon Tendenzen sowohl in eine positive als auch negative Richtung deutlich.

Da die visuelle Integration der verschiedenen Parameter den vollständigen Gesamtzustand eines Gewässers in kürzerer Zeit abbilden kann, ist diese Methode gegenüber den bisher angewandten Monitoring-Komponenten klar im Vorteil. Der Stargraph könnte eine Anwendung in der Überwachung von aquatischen Ökosystemen finden und dort beispielsweise als umfassendes Frühwarnsystem eingesetzt werden. Es würden so nicht nur einzelne Komponenten überwacht werden sondern all die bisher entstehenden Einzelwerte, die die Bereiche Makrozoobenthos, Zoo-/Phytoplankton, Gewässerflora, Fischfauna,

Wasserqualität, etc. betreffen, werden zusammengefasst und allgemein verständlich dargestellt. Selbst in die Zustandsbewertung von Gewässern bei der EU-Wasserrahmenrichtlinie geht eine Vielzahl von Parametern ein, deren Auswertung nur von Wissenschaftlern mit großem Zeitaufwand durchgeführt werden kann.

Eine Zusammenfassung und Präsentation der einzelnen Ergebnisse vor Entscheidungsträgern stellt sich in der Regel als schwierig dar. Auch in der Überprüfung einer Maßnahme zur Verbesserung des Gewässerzustandes, könnte das vorgestellte Bioindikationssystem zukünftig das Mittel der Wahl sein, um diffizile ökologischer Zusammenhänge besser zu verdeutlichen.

6 Literatur

- Abdelhalim, A.I., Lewis, J.W., Boxshall, G.A.** (1993) The external morphology of adult female ergasilid copepods (Copepoda: Poecilostomatoida): a comparison between *Ergasilus* and *Neoergasilus*. *Systematic Parasitology* 24, 45-52
- Aldridge, D.C., McIvor, A.I.** (2003) Gill evacuation and release of Glochidia by *Unio pictorum* and *Unio tumidus* (Bivalvia: Unionidae) under thermal and hypoxic stress. *Journal for Molluscan Studies* 69, 55-59
- Allner, B.** (2003) Freilanduntersuchungen zur Geschlechterverteilung einheimischer Fischpopulationen. GOBIO GmbH, 165 Seiten
- Altschul S.F., Gish W., Miller W., Myers E.W., Lipman, D.J.** (1990) Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology* 215 (3), 403-410
- Alvarez-Pellitero, P.** (1989) *Myxidium rhodei* (Protozoa: Myxozoa: Myxosporidia) in cyprinid fish from NW Spain. *Diseases of Aquatic Organisms* 7, 13-16
- Amann, E.** (2003) Flohkrebse (Gammaridae) in Vorarlberg. *Vorarlberger Naturschau* 12, 65-76
- Amlacher, E.** (1981) Taschenbuch der Fischkrankheiten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 474 Seiten
- Anderson, R.C., Anderson, R.C.** (2000) Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. CAB International, Wallingford, 650 Seiten
- Andrews, C.** (1979) Host specificity of the parasite fauna of perch *Perca fluviatilis* L. from British Isles, with special reference to a study at Llyn Tegid (Wales). *Journal of Fish Biology* 17, 195-209
- Ankroso-Angelgeräte** (2006) Die Lippe im Bereich des Soester Sportanglervereins 1922 e.V. Gewässertipp Lippe. *AngelSpezi News*, 2 Seiten
- Arthur, J.R., Lom, J.** (1984) Trichodinid Protozoa (Ciliophora: Peritrichida) from freshwater fishes of Rybinsk Reservoir, USSR. *Journal for Parasitology* 31 (1), 82-91
- Athanassopoulou, F., Sommerville, C.** (1993) A comparative study of the myxosporidians *Myxidium rhodei* Léger, 1905 and *Myxidium pfeifferi* Auerbach, 1908 in roach, *Rutilus rutilus*. *Journal of Fish Diseases* 16, 27-38
- Attril, M.J., Depledge, M.H.** (1997) Community and population indicators of ecosystem health: Targeting links between levels of biological organisation. *Aquatic Toxicology* 38, 183-197
- Bagge, A.M., Poulin, R., Valtonen, E.T.** (2004) Fish population size, and not density, as the determining factor of parasite infection: a case study. *Parasitology* 128, 305-313
- Balasesm, A.N., Mhaisen, F.T., Asmar, K.R., Al-Jawda, J.M., Adday, T.K.** (2009) Record of two species of the monogenetic trematodes genus *Dactylogyryus* for the first time in Iraq on gills of the cyprinid fish *Alburnus caeruleus*. *Bulletin of the Iraq Natural History Museum* 10 (4), 11-16
- Balling, T.E., Pfeiffer, W.** (1997b) Frequency distributions of fish parasites in the perch *Perca fluviatilis* L. from Lake Constance. *Parasitology Research* 83, 370-373
- Basson, L., Van As, J.G., Paperna, I.** (1983) Trichodinid ectoparasites of cichlid and cyprinid fishes in South Africa and Israel. *Systematic Parasitology* 5, 245-257
- Beckers, B., Bunzel-Drüke, M., Hauswirth, L., Geyer, H.-J., Scharf, M.,** (2004) Monitoringuntersuchungen nach Maßnahmen zur Renaturierung bzw. Entfesselung der Lippe am Beispiel von Pflanzen (Disselmersch) und Fischen (Klostermersch). NUA-Seminarbericht Band 9, 88-99
- Beck, P.** (2003) Die frühe Piscivorie des europäischen Flussbarsches (*Perca fluviatilis*): Ein vernachlässigtes Phänomen mit bemerkenswerten Konsequenzen für die Populationsstruktur und Fischartengemeinschaft in See-Ökosystemen. In: Abstractband, Jahrestagung 2003 der Deutschen Gesellschaft für Limnologie e.V. (DGL) und der deutschen Sektion der Societas Internationalis Limnologiae (SIL), 21 Seiten
- Bell, S., Morse, S.** (2003) Measuring sustainability: learning by doing. Earthscan Publication Ltd., London, 139 Seiten

- Bellinger, E.G., Sigeo, D.C.** (2010) Freshwater algae: identification and use as bioindicators. John Wiley and Sons, 271 Seiten
- Bley, R.** (2010) Fischparasiten von Rotaugen und Renken aus ausgewählten Talsperren unterschiedlicher Trophie in Nordrhein-Westfalen (NRW). Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf, 96 Seiten
- Boch, J., Schnieder, T., Supperer, R.** (2006) Veterinärmedizinische Parasitologie. Georg Thieme Verlag, 785 Seiten
- Brinker, A.** (2009) Zur Parasitierung des Barsches und des Hechtes mit dem Hechtbandwurm. AUF AUF, Aktuelles aus der Fluss- und Seenfischerei 2, 10-15
- Brinker, A., Hamers, R.** (2007) Evidence for negative impacts of plerocercoid infections of *Triacnophorus nodulosus* on *Perca fluviatilis* L. stock in Upper Lake Constance, a water body undergoing rapid reoligotrophication. Journal of Fish Biology 71, 129-147
- Brown, A.F., Chubb, J.C., Veltkamp, C.J.** (1986) A key to the species of Acanthocephala parasitic in British freshwater fishes. Journal of Fish Biology 28, 327-334
- Buitkamp, U.** (2001) Die Lippe im Rückblick der Güteüberwachung. In: MUNLV (Ministerium für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen), LUA (Landesumweltamt Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2001) Gewässergütebericht 2000 – 30 Jahre biologische Gewässerüberwachung in Nordrhein-Westfalen, 163-176
- Bunzel-Drüke, M., Scharf, M.** (2004) Wärmeeinleitung in die Lippe: Auswirkungen auf die Fischfauna. LÖBF-Mitteilungen (Landesamt für Ökologie, Bodenordnung und Forsten Nordrhein-Westfalen) 3, 68 Seiten
- Burrough, R.J.** (1978) The population biology of two species of eyefluke, *Diplostomum spathaceum* and *Tylodelphys clavata*, in roach and rudd. Journal of Fish Biology 13, 19-32
- Bush O., Lafferty A.D., Lotz J.M., Shostak A.W.** (1997) Parasitology meets ecology on his own terms: Margolis et al. revisited. Journal of Parasitology 83: 575-583
- Caira, J.N.** (1990) Metazoan parasites as indicators of elasmobranch biology. The NOAA Professional Paper NMFS series 90, 71-96
- Cassens, M.** (2004) Gewässerlandschaften der Bundesrepublik Deutschland. Seminar Wasserwirtschaft, Fachabteilung für Hydrologie und Wasserwirtschaft, Christian-Albrechts-Universität Kiel, 22 Seiten
- Chubb, J.C., Pooland, D.W., Veltkamp, C.J.** (1987) A key to the species of cestodes (tapeworms) parasitic in British and Irish freshwater fishes. Journal of Fish Biology 31, 517-543
- Coulibaly, Y.H.K.** (2007) Einfluss von exogenen Faktoren auf die Wirt-Parasit-Interaktion bei der Drehkrankheit der Salmoniden. Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München, 79 Seiten
- Crompton, D.W.T. Nickol, B.B.** (1985) Biology of the Acanthocephala. Cambridge University Press, 519 Seiten
- Diamant, A., v. Westernhagen, H.** (1999) Biological indicators for the detection of natural and man-made changes in coastal waters – an introduction to the MARS project. Helgoland Marine Research 53, 148-153
- Diamant, A., Banet, A., Paperna, I., V. Westernhagen, H., Broeg, K., Kruener, G., Koerting, W., Zander, S.** (1999) The use of fish metabolic, pathological and parasitological indices in pollution monitoring. Helgoland Marine Research 53, 195-208
- Dobberstein, R.C., Palm, H.W.** (2000) Trichodinid ciliates (Peritrichia: Trichodinidae) from the Bay of Kiel, with description of *Trichodina claviformis* sp. n. Folia Parasitologica 47, 81-90
- Dudgeon, D., Arthington, A.H., Gessner, M.O., Kawabata, Z.-I., Knowler, D.J., Lévêque, C., Naiman, R.J. Prieur-Richard, A.-H., Soto, D., Stiassny, L.J., Sullivan, C.A.** (2006) Freshwater biodiversity: importance, threats, status and conservation challenges. Biological Reviews 81, 163-182
- Dönges, J.** (1964) Der Lebenszyklus von *Posthodiplostomum cuticola* (v. Nordmann 1832) Dubois 1936 (Trematoda, Diplostomatidae). Zeitschrift für Parasitenkunde 24, 169-248

- Dzika, E., Wyźlic, I.** (2010) Fish parasites as quality indicators of aquatic environment. *Zoologica Polonica* 54-55 (1-4), 59-65
- Dzikowski, R., Paperna, I., Diamant, A.** (2003) Use of fish parasite species richness indices in analysing anthropogenically impacted coastal marine ecosystems. *Helgoland Marine Research* 57, 220-227
- Eckmann, R., Gerster, S., Kraemer, A.** (2004) Yields of European perch from Upper Lake Constance from 1910 to present. *Fisheries Management and Ecology* 13, 381-390
- Eggers, T.O., Martens, A.** (2001) Bestimmungsschlüssel der Süßwasser-Amphipoda (Crustacea) Deutschlands. *Lauterbornia* 42, 11-15
- Eggers, T.O., Martens, A.** (2004) Ergänzung und Korrekturen zum „Bestimmungsschlüssel der Süßwasser-Amphipoda (Crustacea) Deutschlands“. *Lauterbornia* 50, 1-13
- El-Matbouli, M., Fischer-Scherf, T., Hoffmann, R.W.** (1992) Present knowledge on the life cycle, taxonomy, pathology, and therapy of some Myxosporea spp. important freshwater fish. *Annual Review of Fish Diseases* 2, 367-402
- Elsner, F.** (2009) Statistische Datenanalyse mit SPSS für Windows - Grundlegende Konzepte und Techniken. Universität Osnabrück, Rechenzentrum, 132 Seiten
- Emde, S.** (2010) Lebenszyklen von Parasiten aus Fischen unterschiedlicher trophischer Stufen des Rheins, NRW. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf, 105 Seiten
- Engelbrecht, H.** (1958) Untersuchungen über den Parasitenbefall der Nutzfische im Greifswalder Bodden und Kleinen Haff. Aus dem Zoologischen Institut der Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald, 481-510
- Eszterbauer, E., Benkó, M., Dán, A., Molnár, K.** (2001) Identification of fish-parasitic *Myxobolus* (Myxosporea) species using a combined PCR-RFLP method. *Diseases of Aquatic Organisms* 44, 35-39
- Faltýnková, A., Haas, W.** (2006) Larval trematodes in freshwater molluscs from the Elbe to Danube rivers (Southeast Germany): before and today. *Parasitology Research* 99, 572-582
- Faulkner, M., Halton, D.W., Montgomery, W.I.** (1989) Sexual, seasonal and tissue variation in the encystment of *Cotylurus variegatus* metacercariae in perch, *Perca fluviatilis*. *International Journal for Parasitology* 19 (3), 285-290
- Fehlmann, I.W.** (1917) Der Wurmstar des Fischeauges und seine Bekämpfung. *Der Fischerbote* 9, 122-125
- Galat, D.L., Robinson, R.** (1983) Predicted effects of increasing salinity on the crustacean zooplankton community of Pyramid Lake, Nevada. *Hydrobiologia* 105 (1), 115-131
- Galli, P., Crosa, G., Mariniello, L., Ortis, M., D'Amelio, S.** (2001) Water quality as a determinant of the composition of fish parasite communities. *Hydrobiologia* 452, 173-179
- Gebhardt, H., Ness, A.** (1990) Fische: Die heimischen Süßwasserfische sowie die Arten der Nord- und Ostsee. BLV Verlagsgesellschaft mbH, 127 Seiten
- Geiß, K. C.** (2007) Vergleich der Parasitozönosen von Rotaugen (*Rutilus rutilus*) unterschiedlicher Standorte. Diplomarbeit, Zoologisches Institut, Universität Karlsruhe, 86 Seiten
- Geogrid-Viewer®.** Geogrid® Version 2.0, Dornier GmbH, Friedrichshafen
- Gerstmeier, R., Roming, T.** (1998) Die Süßwasserfische Europas für Naturfreunde und Angler. Kosmos Verlag, 368 Seiten
- Gibson, D.I., Bray, R.A., Jones, A.** (2008) Keys to the Trematoda, Volume 3. CAB International, London, 824 Seiten
- Gibson, D.I., Jones, A., Bray, R.A.** (2002) Keys to the Trematoda, Volume 1. CAB International, London, 521 Seiten

- Gibson, D.I., Taskinen, J., Valtonen, E.T.** (1992) Studies on bucephalid digeneans parasitising molluscs and fishes in Finland. II. The description of *Rhipidocotyle fennica* n. sp. and its discrimination by principal components analysis. *Systematic Parasitology* 23, 67-79
- Giebner, A.** (2009) Parasitenfauna räuberischer Fische aus dem Fluss Lippe in Nordrhein-Westfalen. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf, 126 Seiten
- Gläser, H.-J.** (1965) Zur Kenntnis der Gattung *Dactylogyrus* Diesing, 1850 (Monogenoidea). *Zeitschrift für Parasitenkunde* 25, 459-484
- Gläser, H.-J., Gläser, B.** (1964) Zur Taxonomie der Gattung *Diplozoon* Nordmann, 1832. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 25, 164-192
- Glör, P.** (2002) Süßwassergastropoden Nord- und Mitteleuropas. ConchBooks, 327 Seiten
- Golvan, Y.J.** (1969) Systématique des acanthocéphales (Acanthocephala Rudolphi, 1801). *Mémoires du Muséum National D'Histoire Naturelle, Paris*, 367 Seiten
- Grabowski, Y.** (2007) Parasitologische Untersuchungen an Rotaugen (*Rutilus rutilus*) aus vier Gewässern in Nordrhein-Westfalen. Diplomarbeit, Fakultät für Biologie, Ruhr-Universität Bochum, 98 Seiten
- Gunkel, G.** (1994) Bioindikation in aquatischen Ökosystemen. Gustav Fischer Verlag, Jena, 540 Seiten
- Halisch, W.** (1939) Anatomie und Biologie von *Ergasilus minor* Halisch. *Parasitology Research* 11 (2-3), 284-330
- Hanski, I.** (1982) Dynamics of regional distribution: the core and satellite species hypothesis. *Oikos* 38, 210-221
- Hartmann, U.** (2003) Steinbachs Naturführer – Süßwasserfische erkennen & bestimmen. Verlag Eugen Ulmer, 191 Seiten
- Herald, E.S.** (1961) Knurs Tierreich in Farben – Fische. Droemer Knaur, 360 Seiten
- Herlyn, H.** (2000) Zur Ultrastruktur, Morphologie und Phylogenie der Acanthocephala. Logos Verlag, Berlin, 131 Seiten
- Hiepe, T., Lucius, R., Gottstein, B.** (2006) Allgemeine Parasitologie – mit Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Parey, Stuttgart, 477 Seiten
- Hobohm, C.** (2000) Biodiversität. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim, 214 Seiten
- Höglund, J., Thulin, J.** (1992) Identification of *Diplostomum* spp. in the retina of perch *Perca fluviatilis* and the lens of roach *Rutilus rutilus* from the Baltic Sea – an experimental study. *Systematic Parasitology* 21, 1-19
- Hudson, P.J., Dobson, A.P., Lafferty, K.D.** (2006) Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends in Ecology and Evolution* 21 (7), 381-385
- Hyslop, E.J.** (1980) Stomach content analysis - a review of methods and their application. *Journal of Fish Biology* 17, 411-429
- IfB** (Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow) Hrsg. (2004) Untersuchungen zu den Auswirkungen des Elektrofischfangs auf Fische. Schriften des Instituts für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow 14, 88 Seiten
- IKSR** (Internationale Kommission zum Schutz des Rheins) Hrsg. (2009) Das Makrozoobenthos des Rheins 2006/2007. Rhein-Messprogramm Biologie 2006/2007, Teil II-D, 39 Seiten
- Irmischer, S.** (2003) Faunistische, wasserchemische und vegetationsökologische Untersuchungen an ausgewählten Quellen der Halbinsel Jasmund (Rügen). Diplomarbeit, Fachbereich Landschaftsarchitektur, Landespflege, Hochschule Anhalt, 164 Seiten
- Jones, A., Bray, R.A., Gibson, D.I.** (2005) Keys to the Trematoda, Volume 2. CAB International, London, 755 Seiten

- Kagel, M., Taraschewski, H.** (1993) Host-parasite interface of *Diplozoon paradoxum* (Monogenea) in naturally infected bream, *Abramis brama* (L.). Short communication, Journal of Fish Diseases 16, 501-506
- Khan, R.A., Thulin, J.** (1991) Influence of pollution on parasites of aquatic animals. Advanced Parasitology 30, 201-239
- Karanis, P., Taraschewski, H.** (1993) Host-parasite interface of *Caryophyllaeus laticeps* (Eucestoda: Caryophyllidae) in three species of fish. Journal of Fish Diseases 16, 371-379
- Kennedy, C. R., Burrough, R. J.** (1978) Parasites of trout and perch in Malham Tarn. Field Studies 4, 617-629
- Khalil, L.F., Jones, A., Bray, R.A.** (1994) Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB International, Wallingford, 752 Seiten
- Khan, R. A., Kiceniuk, J. W.** (1988) Effect of petroleum aromatic hydrocarbons on monogeneids parasitizing Atlantic Cod, *Gardus morhua* L. Bulletin of Environmental Contamination Toxicology 41, 94-100
- Klein, B.** (1926) Ergebnisse mit einer Silbermethode bei Ciliaten. Archiv für Protistenkunde 56 (2), 243-279
- Klein, B.** (1958) The "dry" silver method and its proper use. Journal of Protozoology 5 (2), 99-103
- Klein, M., Negele, R.-D., Leuner, E., Bohl, E., Leyrer, R.** (1991) Fischereibiologie des Königssees: Fischerei und Parasitologie. Nationalpark Berchtesgaden, Forschungsbericht 21, 126 Seiten
- Kleinertz, S.** (2010) Fischparasiten als Bioindikatoren: Zum Umweltstatus von Küstenökosystemen und einer Zackenbarschmarikultur in Indonesien. Dissertation, Fachbereich 2 (Biologie/Chemie), Universität Bremen, 263 Seiten
- Klimpel, S., Busch, M.W., Kuhn, T., Rohde, A., Palm, H.W.** (2010) The *Anisakis simplex* complex off the South Shetland Islands (Antarctica): endemic populations versus introduction through migratory hosts. Marine Ecology Progress Series 403, 1-11
- Knab, N., Göcking, C., Knab, N., Schelden, A., Willigalla, C.** (2000) Zur Verbreitung von *Gomphus vulgatissimus* (L.) im Einzugsbereich der Ems im Kreis Warendorf (Odonata: Gomphidae). NUA-Seminarbericht 6, 64-69
- Knopf, K., Krieger, A., Hölker, F.** (2005) Parasite community and parasite-induced mortality of over-wintering young-of-the-year roach (*Rutilus rutilus*). Bericht des Leibniz-Instituts für Gewässerökologie und Bodenkunde 22, 154-163
- Knopf, K., Krieger, A., Hölker, F.** (2007) Parasite community and parasite-induced mortality of over-wintering young-of-the-year roach (*Rutilus rutilus*). Journal of Parasitology 93 (5), 985-991
- Kolkwitz, R., Marsson, M.** (1908) Ökologie der pflanzlichen Saprobien. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft 26(a), 55-519
- Koschack, J.** (2008) Standardabweichung und Standardfehler: der kleine, aber feine Unterschied. Zeitschrift für Allgemeine Medizin 84, 258-260
- Koskivaara, M., Valtonen, E.T., Prost, M.** (1991) Dactylogyrids on the gills of roach in central Finland: features of infection and species composition. International Journal for Parasitology 21 (5), 565-572
- Kuchta, R., Vlčková, R., Poddubnaya, L.G., Gustinelli, A., Dzika, E., Scholz, T.** (2007) Invalidity of three palaeartic species of *Triaenophorus* tapeworms (Cestoda: Pseudophyllidae): evidence from morphometric analysis of scolex hooks. Folia Parasitologica 54, 34-42
- Kuss, S.** (2004) Bestandsentwicklung fischereilich genutzter Fischarten in der Lippe im Bereich der Lippefischereigenossenschaft Lippborg. NUA-Seminarbericht Band 9, 130-134
- Lafferty, K.D.** (1997) Environmental Parasitology: What can parasites tell us about human impacts on the environment? Parasitology Today 13 (7), 251-255
- Lafferty, K.D., Kuris, A.M.** (1999) How environmental stress affects the impacts of parasites. Limnology and Oceanography 44 (3), 952-931

- LFU Bayern** (Bayrisches Landesamt für Umwelt) Hrsg. (2010) Biologische Gewässeranalyse – von der Gewässergüte zum ökologischen Zustand. Die neuen Bewertungsverfahren, 7 Seiten
- Lagrue, C., Kaldonski, N., Perrot-Minnot, M.J., Motreuil, S., Bollache, L.** (2007) Modification of hosts' behaviour by a parasite: field evidence for adaptive manipulation. *Ecology* 88 (11), 2839-2847
- Lampert, W., Sommer, U.** (1999) Limnoökologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 409 Seiten
- Landsberg, J.H., Blakesley, B.A., Reese, R.O., McRae, G., Forstchen, P.R.** (1998) Parasites of fish as indicators of environmental stress. *Environmental Monitoring and Assessment* 51, 211-232
- Lin, D., Hanson, L.A., Pote, L.M.** (1999) Small subunit ribosomal RNA sequence of *Henneguya exilis* (Class Myxosporidia) identifies the actinosporidian stage from an oligochaete host. *Journal of Eukaryotic Microbiology* 46 (1), 66-68
- Lippeverband** (2004) unveröffentlichte Daten
- Lom, J. Dykova, I.** (1992) Protozoan parasites of fishes. Elsevier Science Pub Co, 446 Seiten
- Longshaw, M., Frear, P.A., Feist, S.W.** (2005) Descriptions, development and pathogenicity of myxozoan (Myxozoa: Myxosporidia) parasites of juvenile cyprinids (Pisces: Cyprinidae). *Journal of Fish Diseases* 28, 489-508
- LUA** (Landesumweltamt Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2001) Gewässergütebericht 2001 Nordrhein-Westfalen – Berichtzeitraum 1995 – 2000, 272 Seiten
- Lucius, R., Loos-Frank, B.** (2008) Biologie von Parasiten. Springer Verlag, Berlin, 504 Seiten
- MacKenzie, K.** (1999) Parasites as pollution indicators in marine ecosystems: a proposed early warning system. *Marine Pollution Bulletin* 38 (11), 955-959
- Mackiewicz, J.S.** (1968) Vitellogenesis and eggshell formation in *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas) and *Caryophyllaeides fennica* (Schneider) (Cestoidea: Caryophyllaeidae). *Zeitschrift für Parasitenkunde* 30, 18-32
- Marcogliese, D.J.** (2005) Parasites of the superorganism: Are they indicators of ecosystem health? *International Journal for Parasitology* 35, 705-716
- Matejusová, I., Koubková, B., Gelnar, M., Cunningham, C.O.** (2002) *Paradiplozoon homoion* Bychowsky & Nagibina, 1959 versus *P. gracile* Reichenbach-Klinke, 1961 (Monogenea): two species or phenotypic plasticity? *Systematic Parasitology* 53, 39-47
- Mattes, H., Meier, E.I.** (2001) Kanusport und Naturschutz – Forschungsbericht über die Auswirkungen des Kanusports an Fließgewässern in NRW. Universität Münster, 249 Seiten
- Mehlhorn, H., Piekarski, G.** (2002) Grundriss der Parasitenkunde: Parasiten des Menschen und der Nutztiere. Spektrum Verlag, 516 Seiten
- Mellin, A., Stremmer-Bretthauer, B.** (1993) Fischbestand und fischparasitologische Aspekte der fischereilich nicht genutzten Kerspetalsperre. *Artenschutzreport* 3, 23-30
- Melzer, A.** (1988) Der Makrophytenindex – eine biologische Methode zur Ermittlung der Nährstoffbelastung von Seen. Habilitationsschrift, Technische Universität München, 249 Seiten
- Meyer, A.** (1932) Bronn's Klassen und Ordnungen des Tierreichs. Akademische Verlagsgesellschaft 4 (2), 1-332
- Mischke, U.** (2006) Bundesweiter Praxistest eines Bewertungsverfahrens für Phytoplankton in Fließgewässern Deutschlands zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie – Verfahrensvereinfachung und -überprüfung mit Handbuchentwurf. Endbericht zum LAWA-Vorhaben, 70 Seiten
- Möller, H.** (1987) Pollution and parasitism in the aquatic environment. *International Journal for Parasitology* 17 (2), 353-361
- Molnár, K., Marton, S., Székely, C.** (2010) Differentiation of *Myxobolus* spp. (Myxozoa: Myxobolidae) infecting roach (*Rutilus rutilus*) in Hungary. *Parasitology Research* 107(5), 1137-1150
- Molzen, B.U.** (2005) Die Auswirkung des Befalls mit Plerocercoiden des Hechtbandwurms (*Triaenophorus nodulosus* (P.)) auf den Flussbarsch (*Perca fluviatilis*, L.) im Bodensee-Obersee. Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilian-Universität München, 113 Seiten

- Moravec, F.** (1994) Parasitic nematodes of freshwater fishes of Europe. Academia, Prag, 473 Seiten
- Münderle, M.R.** (2005) Ökologische, morphometrische und genetische Untersuchungen an Populationen des invasiven Schwimmblasen-Nematoden *Anguillicola crassus* aus Europa und Taiwan. Dissertation, Fakultät für Chemie- und Biowissenschaften, Universität Karlsruhe, 152 Seiten
- MUNLV** (Ministerium für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2001) Fische unserer Bäche und Flüsse, 200 Seiten
- MUNLV** (Ministerium für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2008a) Mehr Leben für die Lippe. Die Fließgewässer und das Grundwasser im Lippegebiet zwischen Lünen und Lippborg – Zustand, Ursachen von Belastungen und Maßnahmen, 40 Seiten
- MUNLV** (Ministerium für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2008b) Mehr Leben für die Lippe. Die Fließgewässer und das Grundwasser im Lippegebiet zwischen Lippborg und Paderborn – Zustand, Ursachen von Belastungen und Maßnahmen, 40 Seiten
- MUNLV** (Ministerium für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen), **LUA** (Landesumweltamt Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2001) Gewässergütebericht 2000 – 30 Jahre biologische Gewässerüberwachung in Nordrhein-Westfalen, 400 Seiten
- Muus, B.J., Dahlström, P.** (1990) Süßwasserfische Europas – Biologie, Fang, wirtschaftliche Bedeutung. 6. Auflage, BLV Verlagsgesellschaft mbH, München, 224 Seiten
- Neumann, M.** (2009) Untersuchung der Fischzeigerart Flussbarsch im Blankensee. Bericht – Landesamt für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Räume des Landes Schleswig-Holstein, 26 Seiten
- Niewiadomska, K., Niewiadomska-Bugaj, M.** (1995) Optimal identification procedure for *Diplostomum paracaudum* and *D. pseudospathaceum* Niewiadomska, 1984 metacercariae (Digenea) based on morphological characters. Systematic Parasitology 30, 165-171
- Niewiadomska, K., Niewiadomska-Bugaj, M.** (1998) Morphometric separation of *Diplostomum spathaceum* (Rud.) and *D. mergi* (Dubois) metacercariae (Digenea). Acta Parasitologica 43 (4), 209-213
- Odening, K.** (1973) Der Lebenszyklus des Trematoden *Apophallus donicus* in Berlin im Vergleich zu *A. muehlingi*. Biologisches Zentralblatt 92 (4), 455-494
- Ogut, H., Palm, H.W.** (2005) Seasonal dynamics of *Trichodina* spp. on whiting (*Merlangius merlangus*) in relation to organic pollution on the eastern Black Sea coast of Turkey. Parasitological Research 96, 149–153
- Olson, M., Cairn, J.N., Jensen, K., Overstreet, R.M., Palm, H.W., Beveridge, I.** (2010) Evolution of the trypanorhynch tapeworms: Parasite phylogeny supports independent lineages of shark and rays. International Journal of Parasitology 40, 223-242
- Oros, M., Hanzelová, V.** (2009) Re-establishment of fish parasite fauna in the Tisa River system (Slovakia) after a catastrophic pollution event. Parasitology Research 104, 1497-1506
- Orecchia, P., Paggi, L., Castagnolo, L., Della Seta, G., Minervini, R.** (1975) Experimental research on the biological cycle of *Phyllodistomum elongatum* Nybelin, 1926 (Digenea : Gorgoderidae Looss, 1901). Parasitologia 17 (1-3), 95-101
- Overstreet, R.M., Hawkins, W.E., Deardorff, T.L.** (1996) The western mosquitofish as an environmental sentinel: parasites and histological lesions. In: Servos, M.R., Munkittrick, K.R., Carey, J.H., v. d. Kraai, G.J. Environmental fate and effects on Pulp and Paper Mill Effluents. St. Lucie Press, Florida, 495-509
- Palm H.W.** (2004) The Trypanorhyncha Diesing, 1863. PKSPL-IPB Press, Bogor, 710 Seiten
- Palm, H.W.** (2007) The concept of cumulative evolution in marine fish parasites. Proceedings of the IVth International Workshop on Theoretical and Marine Parasitology, AtlantNIRO, Kaliningrad, 164-170

- Palm H.W.** (2011) Fish parasites as biological indicators in a changing world: Can we monitor environmental impact and climate change? In: Progress in Parasitology, Parasitology Research Monographs, H. Mehlhorn (ed.), Springer Verlag. DOI: 10.1007/978-3-642-21396-0_12
- Palm, H.W., Dobberstein, R.C.** (1999) Occurrence of trichodinid ciliates (Peritriche: Urceolariidae) in the Kiel Fjord, Baltic Sea, and its possible use as a biological indicator. Parasitology Research 85, 726-732
- Palm, H.W., Klimpel, S.** (2007) Evolution of the parasitic life in the ocean. Trends in Parasitology 23, 10-12
- Palm, H.W., Kleinertz, S., Rückert, S.** (2011): Parasite diversity as an indicator of environmental change? - An example from tropical grouper (*Epinephelus fuscoguttatus*) mariculture in Indonesia. Parasitology 138, 1-11
- Palm, H.W., Klimpel, S. und Bucher, C.** (1999) Checklist of metazoan fish parasites of German coastal waters. Berichte aus dem Institut für Meereskunde an der Christian-Albrecht Universität Kiel, 307, 1-152
- Palm, H.W., Rückert, S.** (2009) A new approach to visualize ecosystem health by using parasites. Parasitology Research 105, 539-553
- Palm, H.W., Wäschchenbach, A., Olson, P., Littlewood, T.** (2009) Molecular genotyping of *Anisakis* Dujardin, 1845 (Nematoda: Ascaroidea: Anisakidae) larvae from marine fish of Balinese and Javanese waters, Indonesia. Helminthologia 45, 3-12
- Parker G.A., Chubb J.C., Ball M.A., Roberts G.N.** (2003) Evolution of complex life cycles in helminth parasites. Nature 425: 480-484
- Peter, A., Erb, M.** (1996) Leitfaden für fischereibiologische Erhebungen in Fließgewässern unter Einsatz der Elektrofischerei. Mitteilungen zur Fischerei 58, 1-19
- Peters, N.** (1930) Über den Wurmstar unserer Elbfische. Der Fischerbote 22, 127-132
- Piasecki, W., Goodwin, A.E., Eiras, J.C., Nowak, B.F.** (2004) Importance of Copepoda in freshwater aquaculture. Zoological Studies 43 (2), 193-205
- Pietrock, M., Marcogliese, D.J.** (2003) Free-living endohelminth stages: at the mercy of environmental conditions. Trends in Parasitology 19 (7), 293-299
- Pikalov, E.** (2009) Parasitenfauna von *Leuciscus cephalus* aus der Quabbe. Projektbericht, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf, 30 Seiten
- Pikalov, E.** (2010) Charakterisierung von Gewässern in Nordrhein-Westfalen anhand der Parasitierung der Rotaugen *Rutilus rutilus* L. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf, 125 Seiten
- Polzer, M., Taraschewski, H.** (1993) Identification and characterization of the proteolytic enzymes in the developmental stages of the eel-pathogenic nematode *Anguillicola crassus*. Parasitology Research 79, 24-27
- Pothmann, D.** (2009) Fischparasiten aus Talsperren in Nordrhein-Westfalen. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf, 71 Seiten
- Poulin, R.** (1992) Determinants of host-specificity in parasites of freshwater fishes. International Journal for Parasitology 22 (6), 753-758
- Prinz, H., Lahnsteiner, F., Haunschmid, R., Jagsch, A., Sasano, B., Schay, G.** (2009) Reaktion ausgewählter Fischarten auf verschiedene Wassertemperaturen in ÖÖ Fließgewässern. Schlussbericht des Projektes, 138 Seiten
- Rantanen, J.T., Valtonen, E.T., Holopainen, I.J.** (1998) Digenean parasites of the bivalve mollusc *Pisidium amnicum* in a small river in eastern Finland. Diseases of Aquatic Organisms 33, 201-208
- Reichenbach-Klinke, H.-H.** (1951) Eine neue Art der Trematodengattung *Diplozoon* v. Nordmann. Zeitschrift für Parasitenkunde 15, 148-154
- Reichenbach-Klinke, H.-H.** (1961) Die Gattung *Diplozoon* v. Nordmann zugleich Neubeschreibung einer Spezies und zweier Subspezies sowie Revision der Gattung. Zeitschrift für Parasitenkunde 20, 541-557

- Reimer, L.W.** (2000) Parasiten von Weserfischen. Naturschutz und Landschaftspflege im Regierungsbezirk Detmold, Sonderheft NL 10, 35 Seiten
- Reimer, L.W.** (2002b) Doppeltierchen von den Kiemen der Karpfenfische. Fischer & Teichwirt 10, 384
- Reimer L.W.** (2003a) Befall mit dem Aalkratzer *Paratenuisentis ambiguus* rückläufig. Fischer & Teichwirt 3, 104
- Reimer, L.W.** (2003b) Parasiten der Barsche in der Mittelweser und ihr Einfluss auf das Verhalten der Fische. Fischer & Teichwirt 4, 130-131
- Reimer, L.W.** (2004) Parasiten der Weseraale (1998-2003) im Vergleich mit anderen Fließgewässern Mittel- und Westeuropas. Verhandlungen der Gesellschaft für Ichthyologie (4), 155-160
- Reimer, L.W.** (2006) Parasiten von Weserfischen. Bezirksregierung Detmold, unveröffentlichter Bericht, 35 Seiten
- Rintamäki, P., Torpström, H., Bloigu, A.** (1994) *Chilodonella* spp. at four fish farms in northern Finland. Journal of Eukaryotic Microbiology 41 (6), 602-607
- Rückert, S.** (2001) Parasitenfauna von Brasseln (*Abramis brama*) und Rotaugen (*Rutilus rutilus*) aus Süß- und Brackwasserhabitaten. Diplomarbeit, Institut für Meereskunde, Christian-Albrechts-Universität zu Kiel, 105 Seiten
- Rückert, S., Klimpel, S., Palm, H.W.** (2007) Parasite fauna of bream *Abramis brama* and roach *Rutilus rutilus* from a man-made waterway and freshwater habitat in northern Germany. Diseases of Aquatic Organisms 74, 225-233
- Rückert, S., Klimpel, S., Palm, H.W.** (2010) Parasites of cultured and wild grouper (*Epinephelus fuscoguttatus*) in Lampung Bay, Indonesia. Aquaculture Research 41 (8), 1158-1164
- Rückert, S., Hagen, W., Yuniar, A.T., Palm, H.W.** (2009) Metazoan parasites of fishes and their potential use as biological indicators in the Segara Anakan Lagoon, Indonesia. Regional Environmental Change 9, 315-328
- Ruhlé, C., Krämer, A., Straub, M., Steinmann, P., Fiechter, A., Rösch, R., Schmid, W., Brinker, A., Hamers, R.** (2004) Erkenntnisse zur Barsch-Biologie. Proceedings zum Barschworkshop vom 6. November 2003 in Zürich. Mitteilungen zur Fischerei (78), Bundesamt für Umwelt, Wald und Landschaft, Bern, 51 Seiten
- Sacher, H.** (2004) Abfluss und Hochwassersituation, Hochwasser-Aktionsplan Lippe. NUA-Seminarbericht Band 9, 9-26
- Sanger, F., Nicklen, S., Coulson, A.R.** (1977) DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. Proceedings of the National Academy of Sciences USA 74 (12), 5463-5467
- Schäperclaus, W.** (1990) Fischkrankheiten. 5. Auflage, Akademie Verlag Berlin, 1123 Seiten
- Schaumburg, J., Schranz, C., Stelzer, D., Hofmann, G.** (2007) Bewertungsverfahren „Makrophyten & Phytobenthos“ in Seen zur Umsetzung der WRRL. Endbericht – Bayrisches Landesamt für Umwelt. 129 Seiten
- Scholz, T.** (1989a) Amphilinida and Cestoda, parasites of fish in Czechoslovakia. Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemoslovacaecae 23 (4), 1-56
- Scholz, T.** (1989b) First record of the larva of *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) (Cyclophyllidea: Dilepididae) in fishes from Czechoslovakia. Folia Parasitologica 36, 65-66
- Scholz, T.** (1990) *Caryophyllaeides ergensi* sp. n. (Cestoda: Caryophyllidea) from *Leuciscus leuciscus baicalensis* from Mongolia. Folia Parasitologica 37, 231-235
- Scholz, T., Bray, R.A., Kuchta, R., Řepová, R.** (2004) Larvae of gryporhynchid cestodes (Cyclophyllidea) from fish: a review. Folia Parasitologica 51, 131-152
- Scholz, T., Drábek, R., Hanzelová, V.** (1998) Scolex morphology of *Proteocephalus* tapeworms (Cestoda: Proteocephalidae), parasites of freshwater fish in the palaeartic region. Folia Parasitologica 45, 27-43

- Schuster, R., Wanjek, C., Hering-Hagenbeck, S.** (1998) Untersuchung von Karpfenfischen (Cyprinidae) auf Metacercarien der Familie Opisthorchiidae. Mitteilung der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie 20, 123-130
- Schwab, H.** (1995) Süßwassertiere - ein ökologisches Bestimmungsbuch. Klett Verlag, 320 Seiten
- Šimková, A., Desdevises, Y., Gelnar, M., Morand, S.** (2000) Co-existence of nine gill ectoparasites (*Dactylogyrus*: Monogenea) parasitizing the roach (*Rutilus rutilus* L.): history and present ecology. International Journal for Parasitology 30, 1077-1088
- Šimková, A., Desdevises, Y., Gelnar, M., Morand, S.** (2001a) Morphometric correlates of host specificity in *Dactylogyrus* species (Monogenea) parasites of european Cyprinid fish. Parasitology 123, 169-177
- Šimková, A., Gelnar, M., Sasal, P.** (2001b) Aggregation of congeneric parasites (Monogenea: *Dactylogyrus*) among gill microhabitats within one host species (*Rutilus rutilus* L.). Parasitology 123, 599-607
- Skorping, A.** (1981) Seasonal dynamics in abundance, development and pattern of infection of *Bunodera luciopercae* (Müller) in perch, *Perca fluviatilis* L. from an oligotrophic lake in Norway. Journal of Fish Biology 18 (4), 401-404
- Soldánová, M., Selbach, C., Sures, B., Kostadinova, A., Pérez-del-Olmo, A.** (2010) Larval trematode communities in *Radix auricularia* and *Lymnaea stagnalis* in a reservoir system of the Ruhr River. Parasites & Vectors 3, 56-69
- Stemmer, B.** (1988) Untersuchungen der Larvalentwicklung von *Anguillicola crassus* (Nematoda: Draculoidea) in verschiedenen Zwischenwirten. Diplomarbeit, Lehrstuhl für spezielle Zoologie und Parasitologie, Ruhr-Universität Bochum, 88 Seiten
- Stemmer, B.** (2002) Parasiten der Ichthyofauna einiger ausgewählter Bäche der Senne. Fachbereich Biologie, Universität Hannover, 238 Seiten
- Storch, S.** (2002) Wärmelastplan Lippe. Landesumweltamt Nordrhein-Westfalen, Kurzbeiträge, Jahresbericht 2002, 87-89
- Storey, A.W., Edward, D.H.D., Gazey, P.** (1991) Surber and kick sampling: a comparison for the assessment of macroinvertebrate community structure in streams of south-western Australia. Hydrobiologia 211, 111-121
- StUA Lippstadt** (Staatliches Umweltamt Lippstadt) Hrsg. (2002) Die Klostermersch – ein Fluss erobert seine Auen zurück. Lippeauenprogramm, 21 Seiten
- Sures, B., Siddall, R.** (1999) *Pomphorhynchus laevis*: the intestinal acanthocephalan as a lead sink for its fish host, chub (*Leuciscus cephalus*). Experimental Parasitology 93, 66-72
- Sures, B., Siddall, R.** (2001) Comparison between lead accumulation of *Pomphorhynchus laevis* (Palaeacanthocephala) in the intestine of chub (*Leuciscus cephalus*) and in the body cavity of goldfish (*Carassius auratus auratus*). International Journal for Parasitology 31, 669-673
- Sures, B., Siddall, R.** (2003) *Pomphorhynchus laevis* (Palaeacanthocephala) in the intestine of chub (*Leuciscus cephalus*) as an indicator of metal pollution. International Journal for Parasitology 33, 65-70
- Sures, B., Taraschewski, H.** (1995) Cadmium concentrations in two adult acanthocephalans, *Pomphorhynchus laevis* and *Acanthocephalus lucii*, as compared with their fish hosts and cadmium and lead levels in larvae of *A. lucii* as compared with their crustacean host. Parasitology Research 81, 494-497
- Sures, B., Taraschewski, H., Jackwerth, E.** (1994a) Comparative study of lead accumulation in different organs of perch (*Perca fluviatilis*) and its intestinal parasite *Acanthocephalus lucii*. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology 52, 269-273
- Sures, B., Taraschewski, H., Jackwerth, E.** (1994b) Lead accumulation in *Pomphorhynchus laevis* and its host. The Journal of Parasitology 80 (3), 355-357
- Swennen, C., Heessen, H.J.L., Höcker, A.W.** (1979) Occurrence and biology of the trematodes *Cotylurus* (*Ichthyocotylurus*) *erraticus*, *C. (I.) variegatus* and *C. (I.) plathycephalus* (Digenea: Strigeidae) in the Netherlands. Netherlands Journal of Sea Research 13 (2), 161-191

- Szidat, L.** (1944) Weitere Untersuchungen über die Trematodenfauna einheimischer Süßwasserfische. II. Mitteilung. Die Gattung *Sphaerostomum* (Stiles und Hassall 1898) Looss 1899 und Verwandte. *Parasitology Research* 13 (2), 183-214
- Taraschewski, H.** (1985) Experimental transmission of *Acanthocephalus anguillae* (Palaecanthocephala). *Zeitschrift für Parasitenkunde* 71, 825-828
- Taraschewski, H.** (1988) Host-parasite interface of fish acanthocephalans. I. *Acanthocephalus anguillae* (Paleacanthocephala) in naturally infected fishes: LM and TEM investigations. *Diseases of Aquatic Organisms* 4, 109-119
- Taraschewski, H., Aitzetmüller, K., Werner, G., Kühls, K.** (1995) Lipids of fish parasites and their hosts: fatty acid and fingerprints of four species of acanthocephalans and of their hosts' intestinal tissues. *Parasitology Research* 81, 522-526
- Taraschewski, H., Mackenstedt, U.** (1991) Autoradiographic and morphological studies on the uptake of the triglyceride [³H]-glyceroltrioleate by acanthocephalans. *Parasitology Research* 77 (3), 247-254
- Teichgräber, B., Petruck, A., Treis, A.** (2004) Abwasserreinigung, Güteentwicklung und Wärmelastrechnung der Lippe. NUA-Seminarbericht Band 9, 33-43
- Terofal, F.** (1984) Steinbachs Naturführer – Süßwasserfische in europäischen Gewässern. Mosaik Verlag, 288 Seiten
- Thielen, F.** (2005) Der Einfluss einwandernder Amphipodenarten auf die Parasitozönose des Europäischen Aals (*Anguilla anguilla*). Dissertation, Fakultät für Chemie- und Biowissenschaften, Universität Karlsruhe, 215 Seiten
- Troschel, H.J., Stumpp, S.** (1997) Untersuchung zum Befall von Fischen mit dem Barbenegel *Cystobranchnus respirans*. *Fischer & Teichwirt* 3, 100-106
- Trubiroha, A., Wuertz, S., Frank, S. N., Sures, B., Kloas, W.** (2009) Expression of gonadotropin subunits in roach (*Rutilus rutilus*, Cyprinidae) infected with plerocercoids of the tapeworm *Ligula intestinalis* (Cestoda). *International Journal for Parasitology* 39, 1465-1473
- Türk, P.** (2010) Parasitologische und nahrungsökologische Untersuchungen an Raubfischen in der Henne- und Möhnetalsperre, NRW. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf, 136 Seiten
- Valtonen, E.T., Gibson, D.I.** (1997) Aspects of the biology of diplostomid metacercarial (Digenea) populations occurring in fishes in different localities of northern Finland. *Annales Zoologici Fennici* 34, 47-59
- Valtonen, E.T., Holmes, J.C., Aronen, J., Rautalahti, I.** (2003) Parasite communities as indicators of recovery from pollution: parasites of roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in Central Finland. *Parasitology* 126, 43-52
- Verweyen, L.** (2009) Morphologische und genetische Untersuchungen an marinen Kratzern (Acanthocephala). Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf, 101 Seiten
- Vidal-Matínez, V., Pech, D., Sures, B., Purucker, S.T., Poulin, R.** (2009) Can parasites really reveal environmental impact? Review, *Trends in Parasitology* 26 (1), 44-51
- Warwick, R.M.** (1986) A new method for detecting pollution effects on marine macrobenthic communities. *Marine Biology* 92, 557-562
- Warwick, R.M.** (1993) Environmental impact studies on marine communities: pragmatical considerations. *Australian Journal of Ecology* 18, 63-80
- Washington, H.G.** (1984) Diversity, biotic and similarity indices. A review with special relevance to aquatic ecosystems. *Water Research* 18 (6), 653-694
- Werner, J.** (2006) Flächeninanspruchnahme in den Bundesländern. *Statistisches Monatsheft Baden-Württemberg* 7, 14-21
- Williams, C.B.** (1964) Patterns in the balance of the nature, and related problems in quantitative ecology. Academic Press, New York, 324 Seiten

Williams, H.H., MacKenzie, K., McCarthy, A.M. (1992) Parasites as biological indicators of the population biology, migrations, diet, and phylogenetics of fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 2, 144-176

Woo, P.T.K. (2006) Protozoan and metazoan infections II. CAB International, 791 Seiten.

Wuppertalverband Hrsg. (2005) Handlungsbedarf und Abwägungskriterien bei der Umsetzung der EU-WRRL am Beispiel der Kühlwassernutzung der unteren Wupper, 400 Seiten

Zimmermann, R.-D. (1996) Begriffsdefinitionen zur Bioindikation. *Zeitschrift für Umweltchemische Ökotoxikologie* 8, 169-171

Internet

Bündnis 90 Die Grünen (2010) Fieberpatient Lippe. WorldWideWeb: http://gruene-luene.de/aktuelles/aktuelles-volltext/archive/2010/august/21/fieberpatient_lippe/?cHash=2d69c77096

Froese, R., Pauly, D. (2011) FishBase. WorldWideWeb: www.fishbase.org, Version (02/2011)

LADS (Landesamt für Datenverarbeitung und Statistik Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2010) WorldWideWeb: <http://www.it.nrw.de/>

LANUV (Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2010) WorldWideWeb: <http://luabd.lands.nrw.de/LUA/Wiski/pegel.php>

Lfu Baden-Württemberg (2005) Wirbellose Neozoen im Bodensee. WorldWideWeb: www.lfu.baden-wuerttemberg.de/

MKULNV (Ministerium für Klimaschutz, Umwelt, Landwirtschaft, Natur- und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen) Hrsg. (2011) WorldWideWeb: <http://www.umwelt.nrw.de>

Nehring, S. (2011): Neozoa (Makrozoobenthos) in den deutschen Gewässern - Eine Einführung. - AeT umweltplanung Koblenz, <http://www.neozoa.de>

Netzwerk Flur (Netzwerk Fließgewässer im urbanen Raum e.V.) Hrsg. (2010) WorldWideWeb: http://www.netzwerk-flur.de/bilder/web/Steckbriefepdf-Steckbriefe/Steckbrief_Werse.pdf

StUA Münster (Staatliches Umweltamt Münster) Hrsg. (2004) Hochwasser Aktionsplan Werse. WorldWideWeb: <http://www.umweltamt.org/klue>

Anhang

Anhang I: bisher nachgewiesene Parasitenarten in den untersuchten Fischarten

Bisher nachgewiesene Parasitenarten/-gattungen bei *Rutilus rutilus* in Deutschland. Au: Augen, D: Darm, Dw: Darmwand, F: Flossen, FG: Fließgewässer, Gb: Gallenblase, H: Haut, He: Herz, Ki: Kiemen, Kh: Kiemenhöhle, L: Leber, Lh: Leibeshöhle, M: Magen, Mh: Mundhöhle, Mu: Muskulatur, N: Niere, O: Operculi, Of: Oberfläche, SG: Stillgewässer, TS: Talsperre.

Parasitenart	Erstbeschreiber	Lokalisation	Gew.typ	Literatur
COCCIDIA				
<i>Oodinium</i> sp.	Pouchet, 1884	k.A.	FG	16
<i>Octosporella</i> sp.	Ray & Raghavachari, 1942	H	FG	20
CILIOPHORA				
<i>Apiosoma</i> sp.	Blanchard, 1885	H	FG, SG	13,19
<i>Epistylis</i> sp.	Ehrenberg, 1830	Ki	FG	13
<i>Paratrichodina incissa</i>	Lom, 1959	Ki, O	FG, SG	12, 18
<i>Trichodina modesta</i>	Lom, 1970	H, Ki, O	SG	12, 18
<i>Trichodina</i> sp.	Ehrenberg, 1830	F, H, Ki, O	FG, SG, TS	8, 13, 16, 19, 20
<i>Suctorina</i> indet.	Claparède, 1858	Ki	FG	16
MYXOZOA				
<i>Myxobolus cycloides</i>	Gurley, 1894	Au, Ki	FG, SG	13
<i>Myxobolus diversicapsularis</i>	Slukhai, 1966	Ki	SG	12, 18, 20
<i>Myxobolus muelleri</i>	Bütschli, 1882	Ki	FG	20
<i>Myxobolus pseudodispar</i>	Gorbunova, 1936	Ki	FG, TS	8, 13
<i>Myxobolus</i> sp.	Bütschli, 1882	Ki	FG, SG	20
DIGENEA				
<i>Aspidogaster limacoides</i>	Baer, 1826	k.A.	FG	17
<i>Apophallus muehlingi</i>	Jägerskiöld	k.A.	FG	1
<i>Bucephalus polymorphus</i>	Baer, 1827	D	FG, SG, TS	10
<i>Bunodera luciopercae</i>	Müller, 1776	Mu	FG	16
<i>Diplostomum spathaceum</i>	Rudolphi, 1819	Au	FG, SG, TS	11, 12, 16, 17, 18, 19, 20, 22, 24, 26
<i>Diplostomum</i> spp.	Rudolphi, 1819	Au	FG	21
<i>Ichthyocotylurus plathycephalus</i>	Creplin, 1825	He	SG	12, 18
<i>Metaganimus yokogawai</i>	Katsurasa, 1911	H	SG	21
<i>Phyllostomum elongatum</i>	Nybelin, 1926	N	TS	22, 24, 25
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	Nordmann, 1832	H, F, Ki, Mh, Mu	FG, SG, TS	10, 12, 18, 21, 22
<i>Rhipidocotyle campanula</i>	Dujardin, 1844	Ki	FG, SG	20, 21, 25
<i>Sphaerostoma bramae</i>	Müller, 1776	D	TS	22
<i>Tylodelphys clavata</i>	Nordmann, 1832	Au	FG, SG, TS	11, 15, 17, 19, 21, 22, 24, 25, 26
MONOGENEA				
<i>Dactylogyrus alatus</i>	Linstow, 1878	Ki	FG	11, 17
<i>Dactylogyrus caballeroi</i>	Prost, 1963	Ki	FG	3
<i>Dactylogyrus carassi</i>	Malmberg, 1957	H, Ki	FG	13
<i>Dactylogyrus cornu</i>	Linstow, 1878	Ki	FG	11, 17
<i>Dactylogyrus crucifer</i>	Wagner, 1857	Ki	FG	3, 11, 13, 17
<i>Dactylogyrus fallax</i>	Wagner, 1857	Ki	FG	3
<i>Dactylogyrus micracanthus</i>	Nybelin, 1937	Ki	FG	3
<i>Dactylogyrus nanus</i>	Dogiel & Bychovskij, 1934	Ki	SG	3, 15, 19
<i>Dactylogyrus rutili</i> n. sp.	Gläser, 1965	Ki	FG	3
<i>Dactylogyrus similis</i>	Wegener, 1910	Ki	FG	3
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>	Linstow, 1878	Ki	FG	3
<i>Dactylogyrus suecicus</i>	Nybelin, 1937	Ki	FG, SG	3, 15, 19
<i>Dactylogyrus</i> spp.	Diesing, 1850	Ki	FG, SG	12, 18, 20, 21, 22
<i>Dactylogyrus</i> sp.	Diesing, 1850	Ki	FG, SG, TS	6, 16, 25
<i>Diplozoon homoion</i>	Bychowsky & Nagibina, 1959	Ki	FG	2
<i>Diplozoon paradoxum</i>	Nordmann, 1832	Ki, O, Of	FG, SG	12, 18, 20, 24, 25, 26
<i>Gyrodactylus</i> sp.	Nordmann, 1832	H, F, Ki	SG	15, 19
<i>Paradiplozoon homoion</i>	Bychowsky & Nagibina, 1959	Ki	FG	21
<i>Paradiplozoon rutili</i>	Gläser, 1967	Ki	FG, SG	12, 14, 17, 18
CESTODA				
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	Schneider, 1902	D	FG	13, 25, 26
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>	Pallas, 1781	D	SG	7, 26
<i>Ligula intestinalis</i>	Linnaeus, 1758	Lh	FG, SG	15, 16, 19, 23, 24, 26
<i>Paradilepis scolecina</i>	Rudolphi, 1819	L, Lh, Mu	FG, SG	20, 21, 26

NEMATODA				
<i>Contraecum ovale</i>	Linstow, 1907	D	SG	26
<i>Contraecum sp.</i>	Railliet & Henry, 1912	L, Lh	FG, TS	22
<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	Creplin, 1825	Dw, Lh	FG, SG	12, 18
<i>Cucullanus dogieli</i>	Krotas, 1959	D	TS	21
<i>Cystidicola farionis</i>	Fischer, 1798	L	FG	21
<i>Philometra obturans</i>	Prenant, 1886	Au	SG	15, 19
<i>Philometra ovata</i>	Zeder, 1803	F, Ki, Lh, O	SG, TS	12, 18, 20, 21, 22, 26
<i>Philometra rischta</i>	Skrjabin, 1923	Kh	TS	22
<i>Philometra spp.</i>	Costa, 1845	Lh	SG	26
<i>Rhabdochona sp.</i>	Railliet, 1916	D	FG	25
<i>Raphidascaris acus</i>	Bloch, 1799	Dw, L	SG, TS	6, 12, 18, 21
<i>Schulmanella petruschewskii</i>	Shulman, 1948	L	TS	21
<i>Streptocara crassicauda</i>	Creplin, 1829	Gb	FG	17
ACANTHOCEPHALA				
<i>Acanthocephalus anguillae</i>	Müller, 1780	D, M	FG, SG, TS	4, 5, 13, 20, 22
<i>Acanthocephalus lucii</i>	Müller, 1780	D	FG	11, 17, 21
<i>Neoechinorhynchus rutili</i>	Müller, 1780	D	FG	13, 24
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	Müller, 1776	D, M	FG	17, 20, 21
<i>Pomphorhynchus sp.</i>	Monticelli, 1905	D	FG	25
CRUSTACEA				
<i>Argulus foliaceus</i>	Linnaeus, 1758	H, Ki, Mh, O, Of	FG, SG, TS	6, 12, 18, 20, 21, 22, 24, 26
<i>Argulus sp.</i>	Linnaeus, 1758	k.A.	SG	16
<i>Ergasilus sieboldi</i>	Nordmann, 1832	Ki	FG, SG	12, 18, 20, 24
<i>Neoergasilus japonicus</i>	Harada, 1930	F	SG	15, 19
HIRUDINEA				
<i>Cystobranchnus respirans</i>	Troschel, 1850	H	FG	9, 13
<i>Piscicola geometra</i>	Linnaeus, 1761	H, Ki, Of	TS	22
GASTROPODA				
<i>Unio sp.</i>	Fleming, 1828	Ki	FG, TS	16, 21

Literatur zu Tabelle 1 : Engelbrecht 1958¹, Gläser & Gläser 1964², Gläser 1965³, Taraschewski 1985⁴, Taraschewski 1988⁵, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993⁶, Karanis & Taraschewski 1993⁷, Mellin 1993⁸, Troschel & Stumpp 1997⁹, Schuster et al. 1998¹⁰, Reimer 2000¹¹, Rückert 2001¹², Stemmer 2002¹³, Reimer 2002b¹⁴, Knopf et al. 2005¹⁵, Allner 2005¹⁶, Reimer 2006¹⁷, Rückert et al. 2007¹⁸, Knopf et al. 2007¹⁹, Grabowski 2007²⁰, Geiß 2007²¹, Pothmann 2009²², Trubiroha et al. 2009²³, Bley 2010²⁴, Emde 2010²⁵, Pikalov 2010²⁶

Bisher nachgewiesene Parasitenarten/-gattungen bei *Perca fluviatilis* in Deutschland. Au: Augen, Bl: Blut, D: Darm, Dw: Darmwand, F: Flossen, Gb: Gallenblase, Go: Gonaden, H: Haut, He: Herz, Ki: Kiemen, L: Leber, Lh: Leibeshöhle, M: Magen, Mu: Muskulatur, Of: Oberfläche, Py: Pylorus, Sb: Schwimmblase.

Parasitenart	Erstbeschreiber	Lokalisation	Gew.typ	Literatur
COCCIDIA				
<i>Hexamita sp.</i>	Dujardin, 1838	k.A.	FG, SG	18
<i>Oodinium sp.</i>	Pouchet, 1884	k.A.	FG, SG	18
SACROMASTIGOPHORA				
<i>Trypanosoma percae</i>	Brumpt, 1906	Bl	FG	20
<i>Dermacystidium percae</i>	Reichenbach-Klinke, 1950	F	FG	20
CILIATA				
<i>Apiosoma sp.</i>	Blanchard, 1885	H	FG	15, 18
<i>Chilodonella sp.</i>	Zacharias, 1894	H	FG	20
<i>Cryptobia branchialis</i>	Leidy, 1846	H	FG	15
<i>Epistylis sp.</i>	Ehrenberg, 1830	H	FG	15
<i>Trichodina nigra</i>	Lom, 1961	H	FG	15
<i>Trichodina sp.</i>	Ehrenberg, 1838	H, Ki	FG, SG	9, 18
Suctorina indet.	Claparède & Lachmann 1858	Ki	FG, SG	18

MYXOZOA <i>Henneguya lubosa</i>	Léger, 1905	Ki	TS	9
MONOGENEA <i>Ancyrocephalus paradoxus</i> <i>Dactylogyrus</i> sp. <i>Gyrodactylus gasterostei</i> <i>Gyrodactylus</i> sp.	Creplin, 1839 Diesing, 1850 Gläser, 1947 Nordmann, 1832	Ki Ki H F	FG FG FG, SG FG	25 19, 25 15 20
DIGENEA <i>Apatemon cobitidis</i> <i>Apatemon gracilis</i> <i>Apophallus donicus</i> <i>Apophallus muehlingi</i> <i>Bucephalus polymorphus</i> <i>Bunodera luciopercae</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum volvens</i> <i>Diplostomum</i> sp. <i>Ichthyocotylurus plathycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Rhipidocotyle illense</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	Linstow, 1890 Rudolphi, 1819 Cameron, 1936 Jägerskiöld, 1899 Baer, 1827 Müller, 1776 Rudolphi, 1819 Nordmann, 1832 Nordmann, 1832 Creplin, 1825 Creplin, 1825 Nordmann, 1832 Ziegler, 1883 Nordmann, 1832	Lh Au H F, H D, M, Py D, Gb, M, Py Au Au Au Lh Au, D, Go, He, Ki, L, Lh, Sb F, H, Mu D Au	FG FG, TS SG SG TS FG, SG, TS FG, SG, TS FG FG FG FG, TS FG FG FG, SG, TS	14, 17, 22 14, 17, 22, 26 4 4 26 18, 20, 25, 26 3, 13, 17, 20, 22, 25, 26 2, 14, 17, 22 1 14, 17, 22 13, 20, 26 3 20 13, 14, 17, 20, 22, 25, 26
CESTODA <i>Proteocephalus macrocephalus</i> <i>Proteocephalus percae</i> <i>Proteocephalus</i> sp. <i>Triaenophorus nodulosus</i>	Creplin, 1825 Müller, 1780 Weinland, 1858 Pallas, 1781	D D D, Py L, Sb	FG FG, SG FG, TS FG, SG, TS	3 3, 7, 13 10, 15, 25, 26 3, 7, 10, 13, 14, 15, 17, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26
NEMATODA <i>Anguillicoloides crassus</i> <i>Camallanus lacustris</i> <i>Camallanus</i> sp. <i>Contracaecum aduncum</i>	Kuwahara, Niimi & Itagaki, 1974 Zoega, 1776 Railliet & Henry, 1915 Rudolphi, 1802	Sb D D, Py Lh	FG FG, SG, TS TS FG	20 7, 10, 14, 17, 18, 20, 22, 25, 26 3
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Acanthocephalus lucii</i> <i>Acanthocephalus</i> sp. <i>Echinorhynchus truttae</i> <i>Paratenuisentis ambiguus</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	(Müller, 1780) Lühe, 1911 Müller, 1780 Koelreuther, 1771 Schrank, 1788 Van Cleave, 1921 Müller, 1776	Dw D Dw D D D	FG FG, SG, TS FG FG FG FG	6, 11 3, 5, 6, 8, 12, 14, 15, 17, 20, 22, 25 18 15 14, 16, 17, 22 14, 17, 18, 20, 22
CRUSTACEA <i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>	Linnaeus, 1758 Müller, 1776	H, Ki, Of Ki	FG TS	10, 18, 24 26
HIRUDINEA <i>Piscicola geometra</i>	Linnaeus, 1761	Of	TS	26
GASTROPODA <i>Anodonta anatina</i> <i>Unio</i> sp.	Linnaeus, 1758 Fleming, 1828	Ki Ki	TS FG	26 18

Literatur zu Tabelle 2: Fehlmann 1917¹, Peters 1930², Engelbrecht 1958³, Odening 1973⁴, Taraschewski 1985⁵, Taraschewski 1988⁶, Klein et al. 1991⁷, Taraschewski & Mackenstedt 1991⁸, Mellin 1993⁹, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993¹⁰, Sures et al. 1994b¹¹, Sures 1995¹², Balling & Pfeiffer 1997¹³, Reimer 2000¹⁴, Stemmer 2002¹⁵, Reimer 2003a¹⁶, Reimer 2003b¹⁷, Allner 2005¹⁸, Molzen 2005¹⁹, Thielen 2005²⁰, Eckmann et al. 2006²¹, Reimer 2006²², Brinker et al. 2007²³, Brinker 2009²⁴, Emde 2010²⁵, Türk 2010²⁶

Anhang II: Parasitenbeschreibungen

1. Ciliophora

Ordnung: Cyrtophorida

Familie: Chilodonellidae

Chilodonella piscicola (Zacharias, 1894)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*:

Deichseitengraben

Sitz: Kiemen

Beschreibung: *Chilodonella piscicola* (Syn. *C. cyprini*) besitzt eine ovale und dorsoventral abgeflachte Körperform. Eine posteriore Einschnürung gibt dem Ciliaten den Trivialnamen „herzförmiger Hautrüber“. An der ventralen Körperseite sind 7–15 Wimpernreihenpaare zu erkennen. Daran schließen die 14–16 Schlundstäbe, die einen Reusenapparat bilden. Im grobkörnigen Protoplasma des Körperinneren liegen zwei kontraktile Vakuolen sowie ein Makro- und ein Mikronukleus.

Befall: P_[%] = 2,9

Nachweise NRW: *Cottus gobio*, *Gasterosteus aculeatus aculeatus* (Furlbach, Haustenbach, Krollbach, Lippe)

Darstellung: Fototafel IV

Literatur: Amlacher 1981, Lom & Dykova 1992, Rintamäki et al. 1994, Stemmer 2002, Woo 2006

Vermessungen:

Tab. I.1: Morphometrische Daten von *Chilodonella piscicola* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, li.: links, n: Anzahl, re.: rechts.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Amlacher 1981	Rintamäki et al. 1994	Woo 2006
Zelle	L	68,0-81,0 (74,4±5,3)	45-70 (60)	41-79 (63,0)	30-80 (55)
	B	52,0-61,0 (58,4±3,8)	38-57 (45)	28-66 (49,1)	20-62 (43)
Wimpernreihen re.	n	9-11 (10,2±0,8)	8-15	9-14 (14,5)	7-15 (11)
Wimpernreihen li.	n	10-13 (11,6±1,1)	8-15	10-16 (15,9)	8-14 (12)

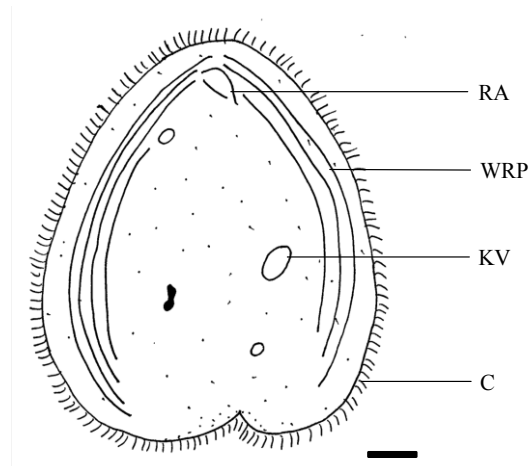


Abb.I.1: *Chilodonella piscicola* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. C: Ciliensaum, KV: kontraktile Vakuole, RA: Reusenapparat, WRP: Wimpernreihenpaare (nur angedeutet). Balken = 10 µm

Ordnung: Mobilina

Familie: Trichodinidae

Trichodina jadratica (Haider, 1964)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Flossen, Kiemen

Beschreibung: *Trichodina jadratica* ist einer der kleinsten Vertreter der Ordnung Mobilina. Die mobilen Ciliaten besitzen einen kegelförmigen, zylindrischen Körper. Auffällig ist die aborale Haftscheibe, die komplexe Strukturen aufweist. Sie besteht aus drei konzentrischen Ringen. Der innere Hakenkranz trägt spezifische Haken, die aus einem Dorn, einem Mittelstück und einer Schneide bestehen. Den mittleren Ring bilden die Leisten, der äußere Ring ist der Saum. Der Körper der trichodinen Ciliaten ist umgeben von einem Ciliensaum. Der Umgang der adoralen Wimpernzone beträgt bei der Gattung *Trichodina* 330°-540°, bei *T. jadratica* endet diese nach ca. 400°. Durch die Silberimprägnierung erscheint die Haftscheibe hell. Der Makronukleus ist sichelförmig.

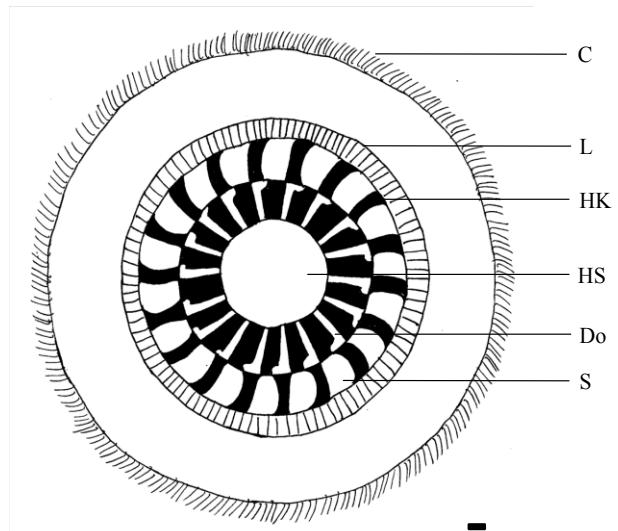


Abb.I.4: *Trichodina jadratica* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. C: Ciliensaum, Do: Dorn, HK: Hakenkranz, HS: Haftscheibe, L: Leisten, S: Schneide. Balken = 1 µm

Befall: P_[%] = 2,9 – 65,7

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für NRW.

Darstellung: Fototafel IV

Literatur: Amlacher 1981, Lom & Dykova 1992, Rintamäki et al. 1994, Dobberstein & Palm 2000, Woo 2006

Vermessungen:

Tab. I.2: Morphometrische Daten von *Trichodina jadratica* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl, Ø: Durchmesser.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Lom & Dykova 1992	Dobberstein & Palm 2000
Zelle	Ø	26,0-38,0 (31,7±4,1)		26,0-44,5 (34,0)
Haftscheibe	Ø	20,0-30,0 (25,7±3,6)	18-35	17,0-29,0 (23,0)
Hakenkranz	Ø	18,0-28,0 (22,4±3,7)		10,0-16,5 (14,0)
Haken	n	20-22 (21,7±1,0)	15-27	19-22
Leisten pro Haken	n			5-8
Haken	L	4,0-4,4 (4,2±0,3)		2,5-5,0 (4,0)

Ordnung: Mobilina

Familie: Trichodinidae

Trichodina pediculus (Ehrenberg, 1838)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe

Sitz: Flossen, Kiemen

Beschreibung: Der große Ciliat besitzt eine scheibenförmige Körperform. Die Schneiden der Haken sind länger als breit und an ihren Ecken abgerundet. Auffällig sind die sehr langen, nadelförmigen Dornen, die sich zu ihrer Spitze hin verjüngen. Die Umdrehung der andoralen Wimpernzone endet bei 400°. Nach der Silberimprägnierung erscheint die Haftscheibe dunkel. Der Makronukleus ist U-förmig, ein Mikronukleus fehlt. Die morphometrischen Messungen liegen genau zwischen den publizierten Daten. Die vorliegenden Exemplare konnten eindeutig der Art *Trichodina pediculus* zugeordnet werden.

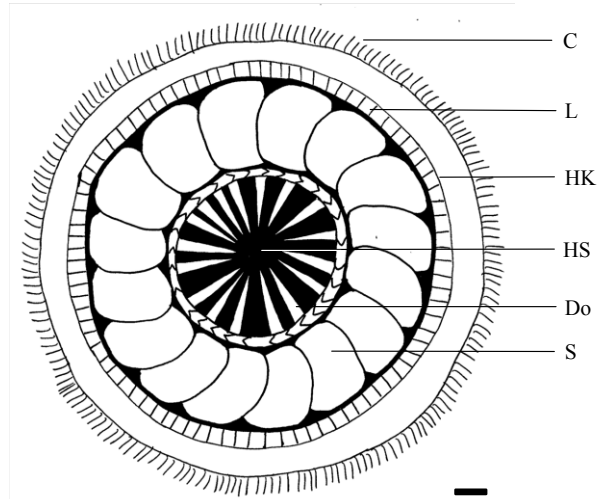


Abb. I.3: *Trichodina pediculus* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. C: Ciliensaum, Do: Dorn, HK: Hakenkranz, HS: Haftscheibe, L: Leisten, S: Schneide. Balken = 1 µm

Befall: P_[%] = 2,9 – 17,7

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für *Rutilus rutilus* in NRW.

Darstellung: Fototafel IV

Literatur: Amlacher 1981, Basson et al. 1983, Arthur & Lom 1984, Lom & Dykova 1992, Rintamäki et al. 1994, Dobberstein & Palm 2000, Woo 2006

Vermessungen:

Tab. I.3: Morphometrische Daten von *Trichodina pediculus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. L: Länge, n: Anzahl, Ø: Durchmesser.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Basson et al. 1983	Dobberstein & Palm 2000
Zelle	Ø	70,8-86,0 (78,9±7,7)	71,2-111,8 (99,1)	71-104
Haftscheibe	Ø	54,0-58,0 (55,7±2,1)	59,7-94,8 (81,7)	49-58
Hakenkranz	Ø	40,0-42,0 (41,0±1,0)	35,6-57,5 (50,0)	32-38
Haken	n	27-28 (27,3±0,6)	24-27	28-29
Leisten pro Haken	n	7-8 (7,5±4,4)	10-13	7-8
Haken	L	9,0-18,0 (13,5±9,0)	7,4-13,6 (10,9)	
Schneide	L	5,7-6,2 (6,0±0,4)	6,0-10,9 (8,6)	
Dorn	L	10,0-14,0 (12,0±2,8)	7,7-16,0 (13,0)	

2. Myxozoa

Ordnung: Bivalvulida

Familie: Myxiidae

Henneguya sp. (Léger, 1905)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: Sitz: Kiemen

Beschreibung: Die Plasmodien von *Henneguya* sind rund bis oval und mehrsporig. Sie liegen diversen Geweben des Fischwirts. Die Sporen sind birnenförmig. Auf dem Schalendeckel sind longitudinale Rillen zu erkennen. Die Polkaps liegen nebeneinander am anterioren Pol und sind etwa gleich groß. Vom posterioren Pol geht kurzer Schwanz aus, der am Ende gegabelt ist.

Befall: $P_{[%]} = 5,9 - 10,0$

Nachweise NRW: *Perca fluviatilis*

(Kerspetalsperre)

Darstellung: Fototafel IV

Literatur: El-Matbouli et al. 1992, Mellin Stremmer-Bretthauer 1993

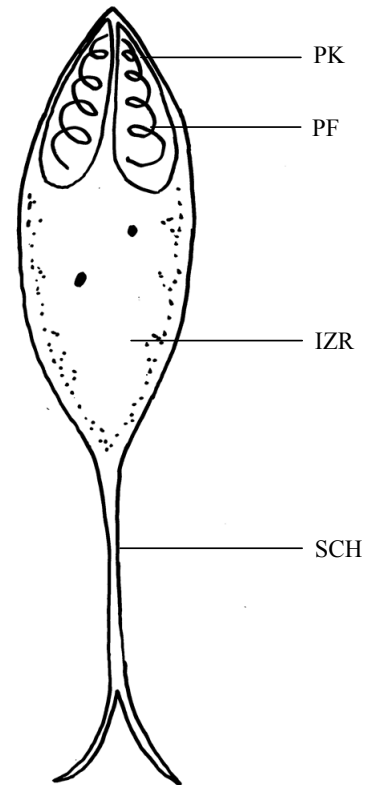


Abb.I.4: *Henneguya* sp. von *Perca fluviatilis* aus der Werse. IZR: Intrazellularraum, PF: Polarfilament, PK: Polkapsel, SCH: Schwanz. Balken = 1 μ m

Ordnung: Bivalvulida

Familie: Myxiidae

Myxidium rhodei (Léger, 1905)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe, Werse

Sitz: Niere

Beschreibung: Die Plasmodien von *Myxidium rhodei* sind rund bis oval und mehrsporig. Sie liegen meist im Nierengewebe der Cyprinidae, seltener in der Muskulatur oder dem Lebergewebe. Die Sporen sind ellipsoid und an den Polen zugespitzt. Auf dem Schalendeckel sind 20–33 longitudinale Rillen zu erkennen. Die Polkapseln liegen an gegenüberliegenden Polen. Sie sind gleichgroß und birnenförmig. In ihnen liegen die Polarfilamente, welche in vier bis fünf Windungen aufgedreht sind. Die Spore kann zwischen den Polkapseln eine Einschnürung aufweisen. Morphologisch ist *M. rhodei* der Art *M. pfeifferi*, die hauptsächlich die Gallenblase befällt, sehr ähnlich. Aufgrund des Sitzes im Wirt und den morphometrischen Daten, konnten die vorliegenden Exemplare eindeutig der Art *M. rhodei* zugeordnet werden.

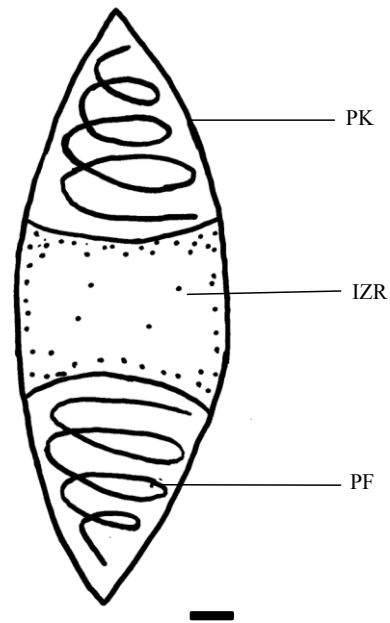


Abb.1.4: *Myxidium rhodei* von *Rutilus rutilus* aus der Werse. IZR: Intrazellularraum, PF: Polarfilament, PK: Polkapsel. Balken = 1 µm

Befall: P_[%] = 6,7 – 39,5

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für NRW.

Darstellung: Fototafel IV

Literatur: Alvarez-Pellitero 1989, Lom & Dykova 1992, Athanassopoulou & Sommerville 1993, Longshaw et al. 2005

Vermessungen:

Tab. I.4: Morphometrische Daten von *Myxidium rhodei* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, Ø: Durchmesser.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Alvarez-Pellitero 1989	Lom & Dykova 1992	Longshaw et al. 2005
Zyste	Ø	100,0-136,8 (108,9±14,9)		<600,0	
Myxospore	L	12,0-14,0 (13,3±0,8)	10,5-15,0 (12,1)	12,0	10,9-12,8 (11,8)
	B	4,0-6,0 (4,9±1,0)	4,0-6,0 (5,1)	5,0	3,7-4,9 (4,3)
Polkapsel	L	3,0-4,0 (3,7±0,4)	2,8-4,5 (3,44)		2,8-3,8 (3,4)
	B	2,0-3,0 (2,5±0,6)	2,0-3,5 (2,5)		1,8-3,1 (2,4)

Ordnung: Bivalvulida

Familie: Myxiidae

Myxobolus muelleri (Buetschli, 1882)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Welse; *Perca fluviatilis*: Quabbe

Sitz: Kiemen

Beschreibung: In bis zu 1,5 mm großen, länglichen Plasmodien liegen bis zu 18.000 Sporen der Art *Myxobolus muelleri*. Die ovalen Sporen beinhalten einen großen Intrazellularraum und zwei gleichgroße Polkapseln nebeneinander, die sich terminal im anterioren Bereich befinden. Die Polkapseln sind birnenförmig und in ihnen liegen die Polarfilamente, die in fünf bis acht Windungen aufgedreht sind. Sie gehen nicht über die Mitte der Spore hinaus.

Befall: P_[%] = 3,2 – 26,2

Nachweise NRW: *Barbatula barbatua*, *Gobio gobio gobio*, *Rutilus rutilus* (Diergardt'scher Seitenkanal, Haustenbach, Krollbach)

Darstellung: Fototafel IV

Literatur: Lom & Dykova 1992, Stemmer 2002, Longshaw et al. 2005, Reimer 2006, Grabowski 2007

Vermessungen:

Tab. I.5: Morphometrische Daten von *Myxobolus muelleri* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in μm , als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

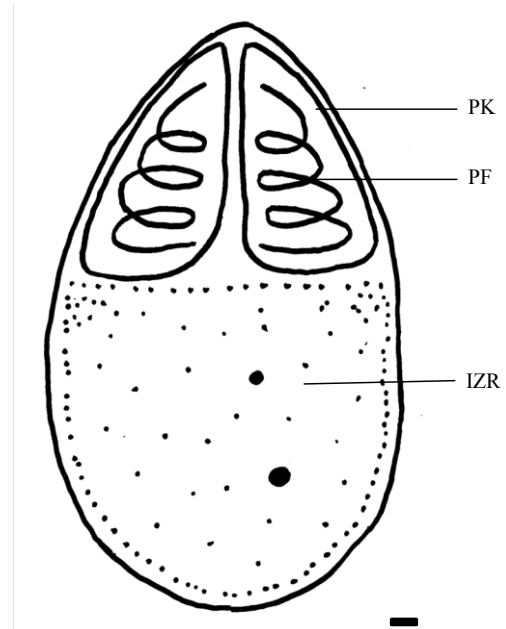


Abb.1.5: *Myxobolus muelleri* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. IZR: Intrazellularraum, PF: Polarfilament, PK: Polkapsel. Balken = 1 μm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Lom & Dykova 1992	Longshaw et al. 2005	Reimer 2006
Zyste	L	466,9-724,5 (609,1 \pm 54,1)			200 - 3000
	B	402,5-483,0 (434,8 \pm 39,3)			100 - 1500
Myxospore	L	12,0-16,4 (14,5 \pm 1,3)	7,2 - 15,0	7,9-10,0 (9,1)	8,0 - 13,0
	B	10,0-12,3 (11,5 \pm 0,6)	5,8 - 11,5	6,5-8,6 (7,8)	7,0 - 10,0
Polkapsel	L	4,0-6,0 (4,7 \pm 2,0)		3,6-5,3 (4,5)	3,5 - 6,2
	B	2,0-4,0 (3,0 \pm 1,1)		2,3-3,3 (2,7)	2,0

3. Digenea

Ordnung: Plagiorchiida

Familie: Alocraediidae

Bunodera luciopercae (Müller, 1776)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Perca fluviatilis*:

Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Darm

Beschreibung: Der Körper von *Bunodera luciopercae* ist schmal und dorsoventral abgeflacht. Der Mundsaugnapf ist mit sechs charakteristischen Mundpapillen ausgestattet. Diese sind in ventro-lateralen, dorso-lateralen und dorso-medialen Paaren angeordnet. Mund- und Bauchsaugnapf sind ungefähr gleichgroß. Sie liegen im anterioren Bereich des Körpers. Pharynx und Oesophagus sind kurz und führen in den gegabelten, blind endenden Darm. Der Digenea besitzt zwei Testes, die diagonal versetzt im posterioren Körperbereich liegen. Der Zirrussack ist klein. Das Ovar beginnt unterhalb des Bauchsaugnapfes und an dessen Rand liegt das Receptaculum seminis. Der Uterus ist tubulär und enthält zahlreiche schmale Eier. Die Vitellarien sind zweilappig, mit recht kleinen Follikeln, und erstrecken sich vom Pharynx bis hin zum Körperende.

Befall: P_[%] = 10,0 – 88,9

Nachweise NRW: *Esox lucius*, *Perca fluviatilis*, *Sander lucioperca* (Hennetalsperre, Möhnetalsperre, Rhein, Sorpetalsperre, Weser)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Jones et al. 2005, Reimer 2006, Pothmann 2009, Emde 2010, Türk 2010

Vermessungen:

Tab. I.6: Morphometrische Daten von *Bunodera luciopercae* der vorliegenden Arbeit. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

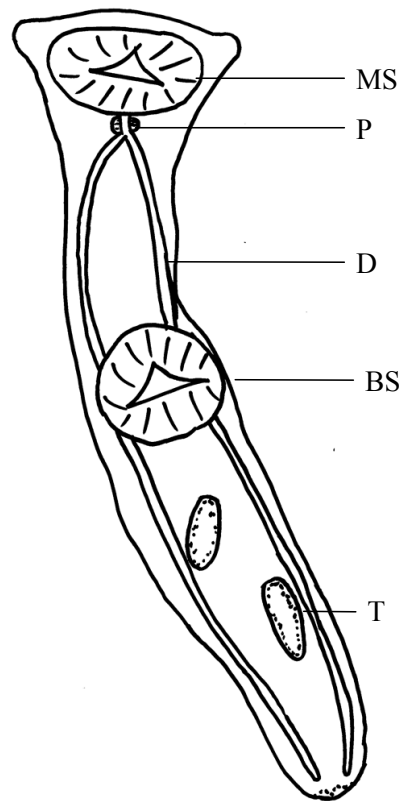


Abb.I.6: *Bunodera luciopercae* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. BS: Bauchsaugnapf, D: Darmschenkel, MS: Mundsaugnapf, P: Pharynx, T: Testis. Balken = 50 µm

Bereich	L/B	Eigene Messungen
Körper	L	523,3-756,7 (640,8±108,7)
	B	56,4-169,1 (107,1±41,4)
Mundsaugnapf	L	78,1-99,0 (90,6±9,4)
	B	94,2-123,9 (106,9±14,0)
Bauchsaugnapf	L	88,6-112,7 (106,5±11,9)
	B	104,0-112,7 (108,4±6,2)
Pharynx	L	36,8-40,2 (38,5±2,4)
	B	36,0-39,7 (37,9±2,6)

Ordnung: Plagiorchiida

Familie: Gorgoderidae

Phyllodistomum elongatum (Nybelin, 1926)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*:

Deichseitengraben, Lippe, Werse

Sitz: Niere

Beschreibung: Die Körperform von *Phyllodistomum elongatum* ist sehr lang gestreckt. Der Körper kann in einen vorderen Bereich, der etwa 2/5 des gesamten Körpers ausmacht, und einen breiteren hinteren Bereich eingeteilt werden. Der Mundsaugnapf liegt terminal, der etwa gleichgroße Bauchsaugnapf liegt ventral in der Mitte des Körpers. Der Digenea besitzt zwei Testes, die im weitesten Bereich des Körpers liegen. Die Darmschenkel sind geteilt und enden blind am Körperende. Die Vitellarien sind fingerförmig gestaltet. Die Uteruswindungen nehmen den meisten Raum im hinteren Körperbereich ein.

Befall: P_[%] = 2,3 – 9,7

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Möhnetalsperre, Rhein)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Gibson et al. 2008, Pothmann 2009, Emde 2010

Vermessungen:

Tab. I.7: Morphometrische Daten von *Phyllodistomum elongatum* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen
Körper	L	990,2-1045,2 (1017,7±38,9)
	B	176,9-185,2 (181,1±5,9)
Mundsaugnapf	L	136,1-153,0 (144,6±12,0)
	B	89,4-120,8 (105,1±22,2)
Bauchsaugnapf	L	145,7-153,0 (149,4±5,2)
	B	103,9-146,5 (125,2±30,1)

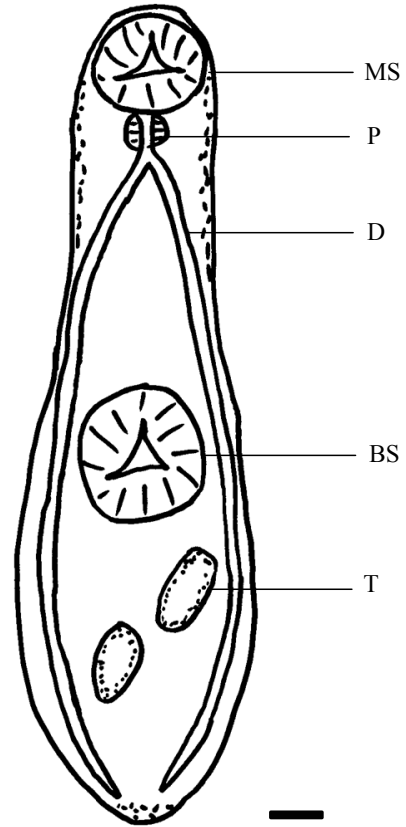


Abb.I.7: *Phyllodistomum elongatum* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. BS: Bauchsaugnapf, D: Darmschenkel, MS: Mundsaugnapf, P: Pharynx, T: Testis. Balken = 50 µm

Ordnung: Plagiorchiida

Familie: Opecoelidae

Sphaerostoma bramae (Müller, 1776)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*:

Deichseitengraben, Lippe, Quabbe, Welse; *Perca fluviatilis*: Lippe

Sitz: Darm

Beschreibung: *Sphaerostoma bramae* ist ein kleiner Digenea mit kräftigen Saugnäpfen, wobei der Bauchsaugnäpf deutlich größer ist als der Mundsaugnäpf. Der Oesophagus ist lang und geht in die blind endenden Darmschenkel über. Der Zirusbeutel liegt vor dem Bauchsaugnäpf. Der Digenea besitzt zwei Testes, die versetzt oder parallel im posterioren Bereich liegen. Die Vitellarien sind deutlich ausgeprägt, mit großen Follikeln, die bis in den Vorderkörper hinein reichen. Das Ovar liegt charakteristisch zwischen den beiden Testes oder lateral des anterioren Testis. Der Uterus liegt mit nur wenigen Windungen zwischen den Testes oder posterior des posterioren Testis. Die Eier sind sehr groß.

Befall: P_[%] = 7,7 – 30,0

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Möhnetalsperre)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Szidat 1944, Rückert 2001, Jones et al. 2005, Pothmann 2009

Vermessungen:

Tab. I.8: Morphometrische Daten von *Sphaerostoma bramae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Szidat 1944	Rückert 2001
Körper	L	1228,1-1358,8 (1293,5±92,4)	3000-3500	933-1536 (1182)
	B	281,4-297,9 (288,9±8,4)	600-700	164-576 (316)
Mundsaugnäpf	L	114,3-122,4 (118,4±5,7)	250	212-228 (221)
	B	95,0-150,5 (122,8±39,2)	250	153-201 (180)
Bauchsaugnäpf	L	174,7-234,3 (206,1±29,9)	300-400	292-424 (354)
	B	189,2-217,4 (202,1±14,3)	300-400	207-424 (299)
Pharynx	L	56,4		58-106 (84)
	B	48,3-72,5 (60,4±17,1)	100-150	85-90 (87)
Eier	L	64,8-85,6 (78,1±11,6)	75	69-80 (75)
	B	37,2-40,0 (38,8±1,4)	43-50	42-48 (43)

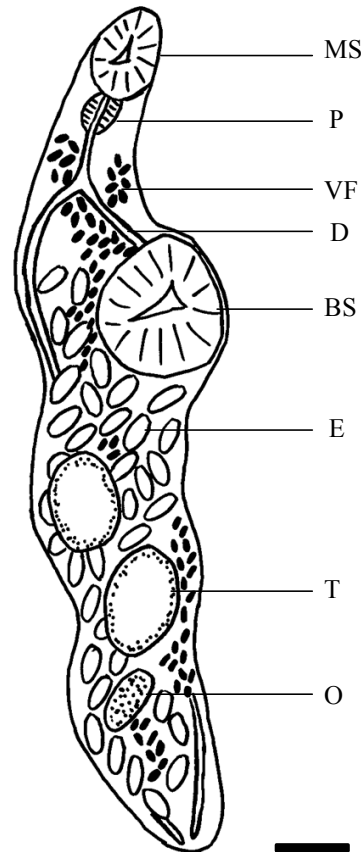


Abb.I.8: *Sphaerostoma bramae* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. BS: Bauchsaugnäpf, D: Darmschenkel, E: Ei, MS: Mundsaugnäpf, O: Ovar, P: Pharynx, T: Testis, VF: Vitellarfollikel. Balken = 100 µm

Ordnung: Strigeatida

Familie: Diplostomidae

Diplostomum spathaceum (Rudolphi, 1819)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Lippe, Welse;

Perca fluviatilis: Lippe

Sitz: Auge

Beschreibung: Die Metacercarien von *Diplostomum spathaceum* haben eine dorsoventral abgeflachte, ovale Form. Der Mundsaugnapf liegt terminal. An ihn schließt sich ein kurzer Pharynx an, der in die gegabelten, blind endenden Darmschlingen übergeht. Rechts und links des Mundsaugnapfs liegt jeweils eine laterale Sauggrube. Etwas hinter der Körpermitte liegt der Bauchsaugnapf, der sich in seiner Größe kaum von der des Mundsaugnapfes unterscheidet. Posterior liegt das doppelt so große tribozytische Halteorgan. Am caudalen Ende ist ein kleiner Appendix zu erkennen. Im gesamten Körper liegen exkretorische Körperchen.

Befall: P_[%] = 5,7 – 58,1

Nachweise NRW: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Anguilla anguilla*, *Barbus barbus*, *Blicca bjoerkna*, *Cyprinus carpio carpio*, *Esox lucius*, *Gobio gobio gobio*, *Gymnocephalus cernuus*, *Leuciscus leuciscus*, *Perca fluviatilis*, *Platichthys flesus*, *Rutilus rutilus*, *Sander lucioperca*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Silurus glanis*, *Vimba vimba* (Baldeneysee, Diergardt'scher Seitenkanal, Dörpfeldsee, Hengsteysee, Kemnader Stausee, Masurensee, Möhnetalsperre, Rhein, Ruhr, Sorpetalsperre, Weser)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Höglund & Thulin 1992, Niewiadomska & Niewiadomska-Bugaj 1995, 1998, Reimer 2000, Rückert 2001, Reimer 2003b, 2006, Grabowski 2007, Pothmann 2009, Emde 2010, Soldánová et al. 2010

Vermessungen:

Tab. 1.9: Morphometrische Daten von *Diplostomum spathaceum* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, HO: Halteorgan, L: Länge.

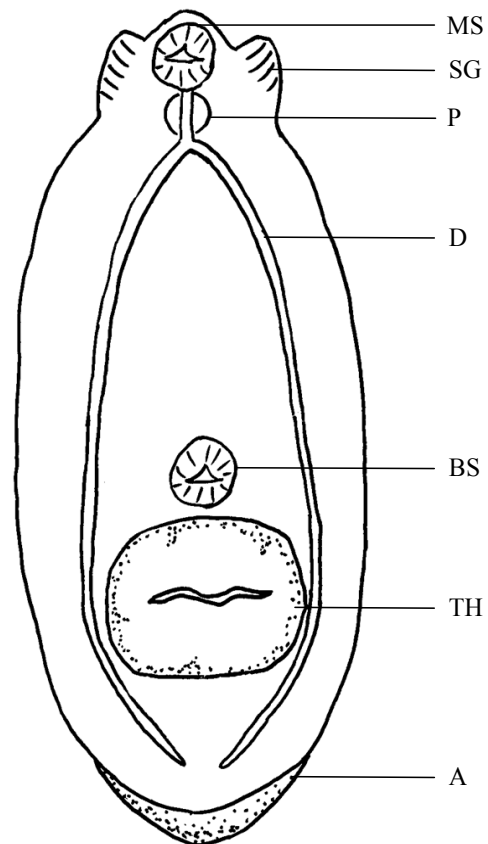


Abb.1.9: *Diplostomum spathaceum* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. A: Appendix, BS: Bauchsaugnapf, D: Darmschenkel, MS: Mundsaugnapf, P: Pharynx, SG: Sauggrube, TH: tribozytisches Halteorgan. Balken = 50 µm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Niewiadomska & Niewiadomska-Bugaj 1998	Rückert 2001
Körper	L	428,3-577,2 (485,4±80,3)	377-614 (477,5)	440-538 (468)
	B	173,1-217,4 (200,8±24,2)	144-271 (215,1)	186-244 (210)
Mundsaugnapf	L	40,0	34-61 (50,6)	42-64 (53)
	B	36,8-48,0 (42,4±7,9)	34-64 (53,8)	32-42 (37)
Bauchsaugnapf	L	38,0-46,8 (41,6±4,6)	37-78 (51,0)	24-53 (35)
	B	24,2-56,0 (42,6±16,5)	44-98 (57,1)	31-58 (46)
Pharynx	L	20,0-44,0 (34,8±12,9)	27-40 (32,3)	27-32 (30)
	B	16,0-35,2 (26,7±9,8)	20-34 (26,5)	16-21 (19)
HO	L	79,2-152,8 (105,3±41,2)	54-102 (79,9)	90-117 (102)
	B	63,6-92,0 (75,6±14,7)	61-112 (89,9)	69-74 (73)

Ordnung: Strigeatida
Familie: Diplostomidae

Posthodiplostomum cuticola (Nordmann, 1832)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Welse

Sitz: Haut

Beschreibung: Die Metacercarie von *Posthodiplostomum cuticola* wird ca. 1,5 mm lang und max. 1,0 mm breit. Der Parasit ist von einer derben Zyste aus Wirtsgewebe umgeben, die mit Melanophoren angefüllt ist. Die Metacercarie ist deutlich zweigeteilt (Neascus-Typ), wobei der hintere Bereich oval geformt ist. Im Vorderkörper befinden sich die kleinen Saugnäpfe sowie ein größeres Tribozytisches Halteorgan. Die blind endenden Darmschenkel reichen bis hinter die Anlage einer Bursa copulatrix. Auch die restlichen Reproduktionsorgane sind schon vorhanden.

Befall: P_[%] = 4,7

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Möhnetalsperre)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Dönges 1964, Amlacher 1981, Rückert 2001, Gibson et al. 2002, Pothmann 2009

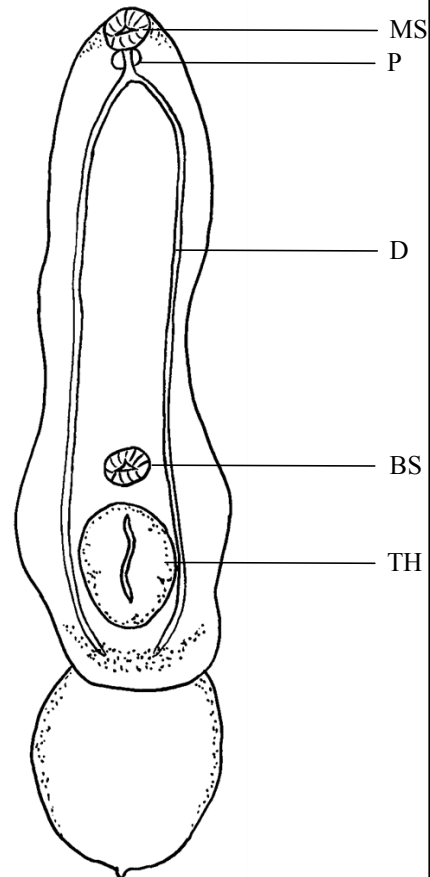


Abb.I.10: *Posthodiplostomum cuticola* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. BS: Bauchsaugnäpf, D: Darmschenkel, MS: Mundsaugnäpf, TH: tribozytisches Halteorgan. Balken = 50 µm

Vermessungen:

Tab. I.10: Morphometrische Daten von *Posthodiplostomum cuticola* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, HO: Halteorgan, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Dönges 1964	Rückert 2001
Körper	L	1929,6	800-1010 (915)	504-551 (528)
	B	361,8	480-850 (690)	122-159 (139)
Mundsaugnäpf	L	70	62-80 (68)	42-53 (46)
	B	64,4	62-80 (68)	42-64 (57)
Bauchsaugnäpf	L	72,5	54-90 (64)	53-58 (57)
	B	64,4	54-90 (64)	45-58 (52)
Pharynx	L	52,3	40-56 (48)	42-58 (52)
	B	20,1	29-34 (30)	32-37 (33)
Tribozytisches HO	L	277,7		122-148 (140)
	B	225,4		106-148 (136)

Ordnung: Strigeatida

Familie: Diplostomidae

Tylodelphys clavata (Nordmann, 1832)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Welse; *Perca fluviatilis*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Auge

Beschreibung: Die dorsoventral abgeflachte Metacercarie von *Tylodelphys clavata* gehört zum Diplostomolum-Typ. Die Körperform ist jedoch weitaus schmäler und länger als die von *D. spathaceum*. Terminal liegt ein kleiner Mundsaugnapf. Rechts und links daneben liegt jeweils eine laterale Sauggrube. Dem Pharynx folgen ein kurzer Oesophagus und der gegabelte, blindendende Darm. Etwas hinter der Körpermitte liegen der Bauchsaugnapf und das doppelt so große tribozytische Halteorgan. Es ist kein Appendix vorhanden, das caudale Ende läuft spitz aus.

Befall: P_[%] = 4,7-100,0

Nachweise NRW: *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Esox lucius*, *Gymnocephalus cernuus*, *Leuciscus leuciscus*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Sander lucioperca*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Vimba vimba* (Hengsteysee, Möhnetalsperre, Rhein, Sorpetalsperre, Weser)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Reimer 2000, Gibson et al. 2002, Reimer 2003b, 2006, Pothmann 2009, Emde 2010, Soldánová et al. 2010

Vermessungen:

Tab. I.11: Morphometrische Daten von *Tylodelphys clavata* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in μm , als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, HO: Halteorgan, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Reimer 2006	Pikalov 2010
Körper	L	346,2-532,9 (422,3 \pm 79,1)	359-449	37-531 (421)
	B	82,9-116,7 (96,0 \pm 14,9)	74-99	44-134 (81)
Mundsaugnapf	L			20-37 (30)
	B			20-28 (25)
Bauchsaugnapf	L	20,2-27,4 (23,7 \pm 3,6)	27-45	20-23 (21)
	B	21,9-27,2 (22,4 \pm 23,8)	27-46	13-19 (17)
Pharynx	L	18,7-20,1 (19,4 \pm 1,0)	18-23	34-50 (49)
	B	15,9-17,3 (16,6 \pm 1,0)	15-17	
Tribozytisches HO	L	48,9-52,8 (50,6 \pm 2,0)	44-56	56-77 (66)
	B	44,0-50,9 (47,2 \pm 3,5)	43-51	21-46 (31)

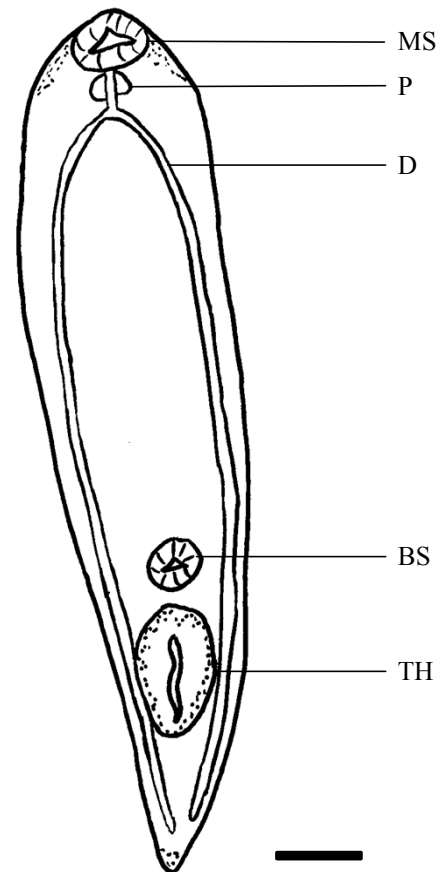


Abb.I.11: *Tylodelphys clavata* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. BS: Bauchsaugnapf, D: Darmschenkel, MS: Mundsaugnapf, TH: tribozytisches Halteorgan. Balken = 50 μm

Ordnung: Strigeatida

Familie: Strigeatidae

Ichthyocotylurus variegatus (Creplin, 1825)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*, *Perca fluviatilis*: Deichseitengraben, Lippe

Sitz: Schwimmblase

Beschreibung: Die Metacercarie von *Ichthyocotylurus variegatus* liegt enzystiert in der Schwimmblase der Fische. Die Körperform ist oval bis eiförmig. Mittig liegt der Bauchsaugnapf, der größer ist als der Mundsaugnapf, aber kleiner als seine doppelte Größe (Vergl. *I. plathycephalus*). Lateral des Mundsaugnapfes liegen zwei Sauggruben. An einen kurzen Pharynx schließen sich die blind endenden Darmschenkel an. Das tribozytische Halteorgan liegt posterior des Bauchsaugnapfes und ist deutlich größer. Ein Appendix ist nicht vorhanden. Aufgrund der morphometrischen Merkmale der vorliegenden Exemplare konnten die Parasiten eindeutig der Art *I. variegatus* zugeordnet und von morphologisch ähnlichen Arten unterschieden werden.

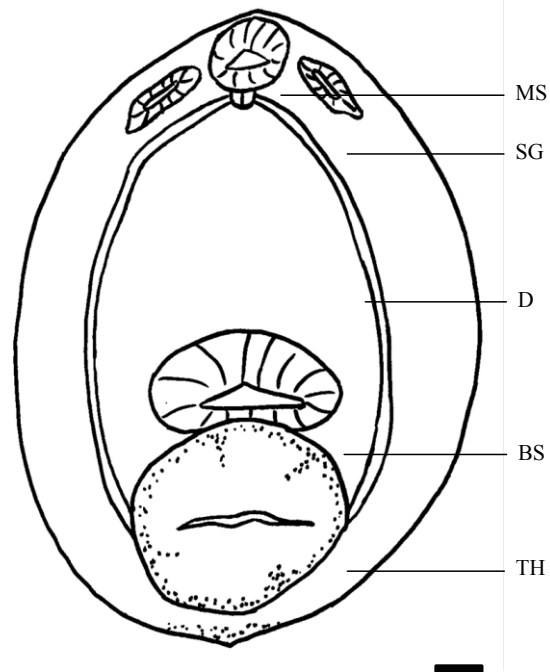


Abb.I.12: *Ichthyocotylurus variegatus* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. BS: Bauchsaugnapf, D: Darmschenkel, MS: Mundsaugnapf, SG: Sauggrube, TH: tribozytisches Halteorgan. Balken = 30 µm

Befall: P_[%] = 2,6 – 77,8

Nachweise NRW: *Perca fluviatilis* (Möhnetalsperre)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Swennen et al. 1979, Gibson et al. 2002, Türk 2010

Vermessungen:

Tab. I.12: Morphometrische Daten von *Ichthyocotylurus variegatus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, HO: Halteorgan, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Swennen et al. 1979	Türk 2010
Körper	L	441,1-450,8 (446,0±6,9)	418-814	430-710
	B	322,0-346,2 (334,1±17,1)	313-771	350-530
Mundsaugnapf	L	55,2-68,0 (61,6±9,1)	51-90	50-80
	B	48,0-63,2 (55,6±10,7)	48-104	50-80
Bauchsaugnapf	L	44,0-60,0 (52,0±11,3)	45-117	60-80
	B	83,2-84,0 (83,6±0,6)	72-132	70-110
Tribozytisches HO	L	103,6-115,2 (109,4±8,2)	88-276	100-150
	B	112,0-116,0 (114,0±2,8)	138-345	100-150

Ordnung: Strigeidida

Familie: Bucephalidae

Rhipidocotyle campanula (Dujardin, 1844)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe, Werse

Sitz: Kiemen

Beschreibung: Die Metacercarie von *Rhipidocotyle campanula* ist länglich und dorsoventral abgeflacht. Sie besitzt einen Rynchus mit pentagonal geformter, kappenähnlicher Struktur. Der Mundsaugnapf ist in Relation zum Bauchsaugnapf groß. Der Pharynx liegt im Gegensatz zu *R. fennica* weiter posterior. Auch der Sitz der Parasiten im Wirt führte zu dem Schluss, dass es sich bei den vorliegenden Exemplaren um *R. campanula* handelt.

Befall: P_[%] = 3,3 – 54,8

Nachweise NRW: *Esox lucius*, *Rutilus rutilus*, *Sander lucioperca* (Diergardt'scher Seitenkanal, Dörpfeldsee, Möhnetalsperre, Rhein, Ruhr, Weser)

Darstellung: Fototafel V

Literatur: Dönges 1964, Amlacher 1981, Gibson et al. 1992, Reimer 2000, Gibson et al. 2002, Reimer 2006, Grabowski 2007, Pothmann 2009, Emde 2010

Vermessungen:

Tab. I.13: Morphometrische Daten von *Rhipidocotyle campanula* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

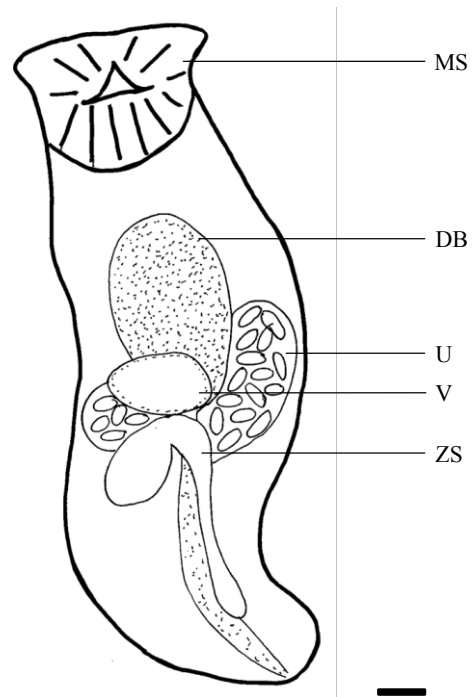


Abb.I.13: *Rhipidocotyle campanula* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. DB: Darmblase, MS: Mundsaugnapf, U: Uterus, V: Vitellarium, ZS: Zirrusack. Balken = 30 µm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Gibson et al. 1992
Körper	L	474,9-501,2 (488,1±18,6)	315-705 (469)
	B	156,2-158,8 (157,5±1,8)	95-160 (119)
Mundsaugnapf	L	100,6-111,1 (105,9±7,4)	60-122 (93)
	B	98,4-100,0 (99,2±1,1)	30-140 (80)
Bauchsaugnapf	L	67,6-85,3 (67,6±25,0)	32-50 (40)
	B	48,8-84,0 (66,4±24,9)	

4. Monogenea

Ordnung: Dactylogyridea

Familie: Dactylogyridae

***Dactylogyrus* sp.**

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Kiemen

Beschreibung: *Dactylogyrus* sp. konnten keiner Art eindeutig zugeordnet werden. Sie gehören, mit einer durchschnittlichen Länge von 0,62 mm zu den mittelgroßen Exemplaren der Dactylogyridae. Die Mittelhaken sind eher schmal und von sechs Randhakenpaaren umgeben, die sich in ihrer Länge nur wenig unterscheiden. Die Exemplare sind in Größe und der Gestaltung des Opisthaptors deutlich von *D. sphyrna* zu unterscheiden. Den morphometrischen Daten zufolge könnte es sich um die Arten *D. caballeroi*, *D. cornu* oder *D. crucifer* handeln.

Befall: P_[%] = 3,1 – 25,8

Nachweise NRW: -

Darstellung: Fototafel VI

Literatur: Gläser 1965, Šimková et al. 2000, 2001a, b

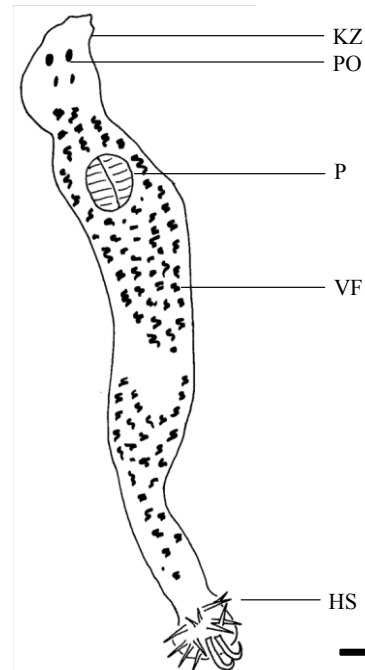


Abb.I.14: *Dactylogyrus* sp. von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. D: Darm, HS: Haftscheibe, KZ: Kopfzipfel, O: Ovar, P: Pharynx, PO: Pigmentbecherocellen, T: Testis. Balken = 40 µm

Vermessungen:

Tab. I.14: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus* sp. der vorliegenden Arbeit. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, VB: Verbindungsstück.

Durchmesser	L/B	Eigene Messungen
Körper	L	503,1-748,7 (617,2±115,8)
	B	60,0-126,8 (100,2±24,1)
Opisthaptor	L	30,0-99,0 (60,9±25,0)
	B	33,0-96,0 (72,0±25,3)
Mittelhaken	L	28,0-78,0 (53,3±21,6)
Dorsales VB	L	22,0-30,0 (26,0±5,7)
Ventrales VB	L	8,0-14,0 (11,0±4,2)
Randhaken I	L	24,0-29,8 (26,6±3,0)
Randhaken II	L	24,0-34,0 (29,3±5,0)
Randhaken III	L	22,0-26,0 (24,0±2,0)
Randhaken IV	L	18,0-24,0 (21,3±3,1)
Randhaken V	L	23,0-30,0 (26,3±3,5)
Randhaken IV	L	19,0-34,0 (24,3±8,5)

Ordnung: Dactylogyridea

Familie: Dactylogyridae

Dactylogyrus sphyrna (Linstow, 1878)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Kiemen

Beschreibung: Die ektoparasitische, auf den Kiemen lebende, Art *Dactylogyrus sphyrna* wird zu den großen Exemplaren der Dactylogyridae gezählt. Sie erreicht eine Gesamtlänge von 1,4 mm. Der vierzipfelige Kopfbereich trägt die vier schwarzen Pigmentbecherocellen. Zur Bestimmung dienen die sklerotisierten Bestandteile des Opisthaptors. Diese bestehen aus einem Mittelhakenpaar und sechs Paar Randhaken. Bestimmungsrelevant ist das siebte Randhakenpaar, das fast doppelt so groß ist wie die restlichen Randhaken. So entsteht eine Halteklammer, mit der sich der Parasit im Kiemengewebe der Fische verankert. Auch die Mittelhaken sind dick, wobei der innere Wurzelfortsatz länger ist als der äußere. Ein ventrales Verbindungsstück ist nicht vorhanden. Das dorsale Verbindungsstück besitzt randständige Fortsätze.

Befall: P_[%] = 3,1 – 25,8

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für NRW und die Lippe

Darstellung: Fototafel VI

Literatur: Gläser 1965, Šimková et al. 2001a,b, Balasem et al. 2009

Vermessungen:

Tab. I.15: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus sphyrna* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, VB: Verbindungsstück.

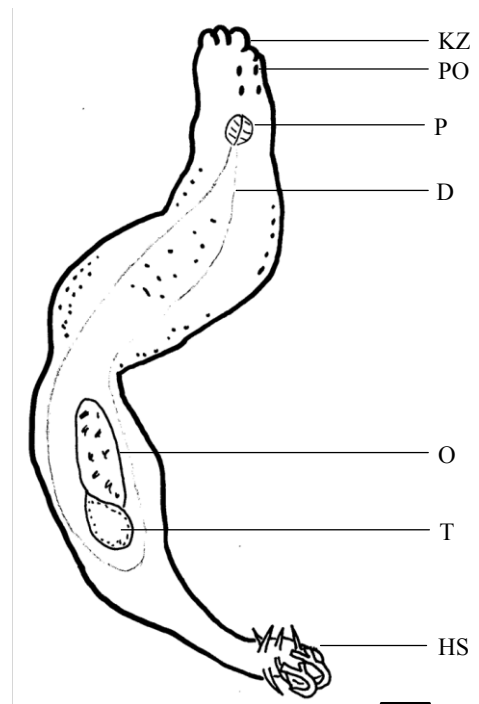


Abb.I.15: *Dactylogyrus sphyrna* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. D: Darm, HS: Haftscheibe, KZ: Kopfzipfel, O: Ovar, P: Pharynx, PO: Pigmentbecherocellen, T: Testis. Balken = 60 µm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Šimková et al. 2001
Körper	L	985,5-1266,3 (1125,9±198,6)	1400
	B	233,0-251,3 (242,1±12,9)	
Opisthaptor	L	98,6-136,9 (117,7±27,1)	
	B	82,5-92,6 (87,5±7,2)	
Mittelhaken	L	60,0-74,0 (67,0±9,9)	58,0-70,0
Dorsales VB	L	25,6-26,0 (25,8±0,3)	26,0-26,2
Randhaken I	L	17,8-39,2 (28,5±15,1)	
Randhaken II	L	16,0-36,4 (26,2±14,4)	
Randhaken III	L	16,0-25,2 (20,6±6,5)	
Randhaken IV	L		
Randhaken V	L	19,8-20,8 (20,3±0,7)	
Randhaken VI	L		
Randhaken VII	L	43,8-61,6 (52,6±12,4)	

Ordnung: Mazocraeidea

Familie: Diplozoidae

Diplozoon paradoxum (Nordmann, 1832)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*:
Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Kiemen

Beschreibung: Monogenea der Familie Diplozoidae sind Doppeltierchen, die durch das Verwachsen zweier Larven (Diporpa) entstehen. Auf diese Weise verbinden sich zwei Exemplare kreuzweise miteinander; es kommt zu einer Dauerkopulation. Der Körper von *Diplozoon paradoxum* ist flach, mit einer glatter Oberfläche, die nur im Bereich des Opisthaptors gefaltet ist. Der Opisthaptor trägt im posterioren Bereich jeweils vier Saugklammern, die von der ersten zur vierten kleiner werden. Im anterioren Bereich des Haptors liegt jeweils ein Mundsaugnapf, der über einen kräftigen Pharynx in den einästigen Darm übergeht. Die Vitellarien füllen den Vorderkörper aus. An der Verwachsungsstelle befinden sich die Ovarien und zwei Testes.

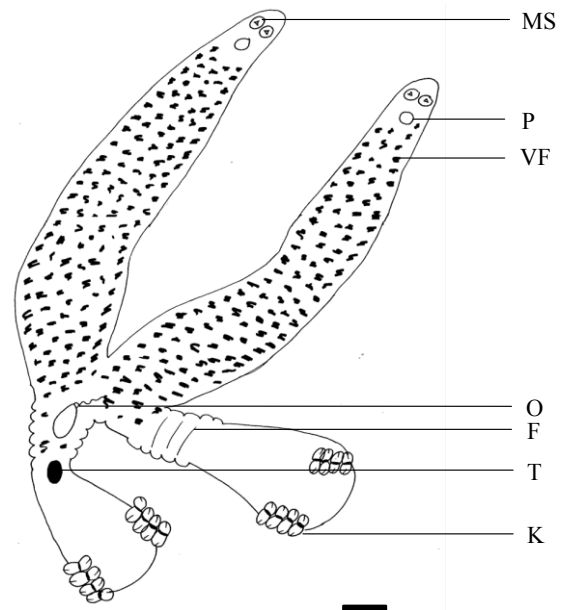


Abb.I.16: *Diplozoon paradoxum* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. F: Faltung (nur angedeutet), K: Haftklammern, MS: Mundsaugnapf, O: Ovar, P: Pharynx, T: Testis, VF: Vitellarfollikel. Balken = 0,3 mm

Befall: P_[%] = 2,9 – 17,1

Nachweise Deutschland: *Abramis brama*, *Cyprinus carpio carpio*, *Rutilus rutilus*, *Squalius cephalus* (Diergardt'scher Seitenkanal, Kemnader Stausee, Lippe, Masurensee, Ödingteich, Rhein, Ruhr, Tongrube, Versetalsperre, Weser)

Darstellung: Fototafel VI

Literatur: Reichenbach-Klinke 1951, Reichenbach-Klinke 1961, Gläser & Gläser 1964, Amlacher 1981, Kagel & Taraschewski 1993, Rückert 2001, Mehlhorn & Piekarski 2002, Reimer 2002b, Reimer 2006, Grabowski 2007, Lucius & Loos-Frank 2008, Giebner 2009, Bley 2010, Emde 2010, Pikalov 2010

Vermessungen:

Tab. I.16: Morphometrische Daten von *Diplozoon paradoxum* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Reichenbach-Klinke 1961	Rückert 2001
Vorderkörper	L	1326,6-3475,0 (2558,9±1108,5)	2600-4400	2880-5800 (4410)
	B	402,0-750,0 (617,3±188,2)	700-1000	
Hinterkörper	L	1550,0-1875,0 (1740,7±169,7)	1200-2300	
Pharynx	L	88,6-153,0 (120,8±45,5)	120	70-120 (110)
	B	72,5-136,9 (104,7±45,5)	100	60-100 (80)
Mundsaugnapfe	L	56,0-104,7 (76,4±25,3)	120	130-170 (150)
	B	48,0-96,6 (68,3±25,3)	160	110-130 (120)
Haftklammer I	L	68,0-124 (86,7±32,3)	170	37-117 (84)
	B	120,0-241,8 (173,9±62,1)	600	53-170 (134)
Haftklammer II	L	68,0-148,0 (94,7±46,2)	180	42-117 (100)
	B	126,0-232,0 (171,3±54,6)	700	66-196 (163)
Haftklammer III	L	74,0-116,0 (90,0±22,7)	200	32-122 (101)
	B	160,0-217,2 (189,7±28,7)	800	66-217 (178)
Haftklammer IV	L	56,0-112,0 (82,7±28,1)	200	42-133 (103)
	B	124,0-167,2 (150,4±23,1)	800	70-228 (187)

Ordnung: Mazocraeidea

Familie: Diplozoidae

Paradiplozoon homoion (Bychowsky und Nagibina, 1959)

Stadium: larval, adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Welse

Sitz: Kiemen

Beschreibung: *Paradiplozoon homoion* ist ein kleiner Vertreter der Diplozoidae. Der Opisthaptor ist gefaltet, der mittlere Abschnitt ist nicht verbreitert und am posterioren Abschnitt befinden sich je vier Saugklammern. Charakteristisch für den *P. homoion*-Komplex sind die schmalen Randleisten der Mittelspange und die Fischflossen-Form des vorderen Ergänzungsstückes. In Untersuchungen von Matejusová et al. (2002) konnten keine morphologischen sowie molekularbiologischen Unterschiede zwischen *P. homoion* und *P. gracile* aus Mitteleuropa festgestellt werden. Man konnte alle untersuchten Exemplare der Art *P. homoion* zuordnen.

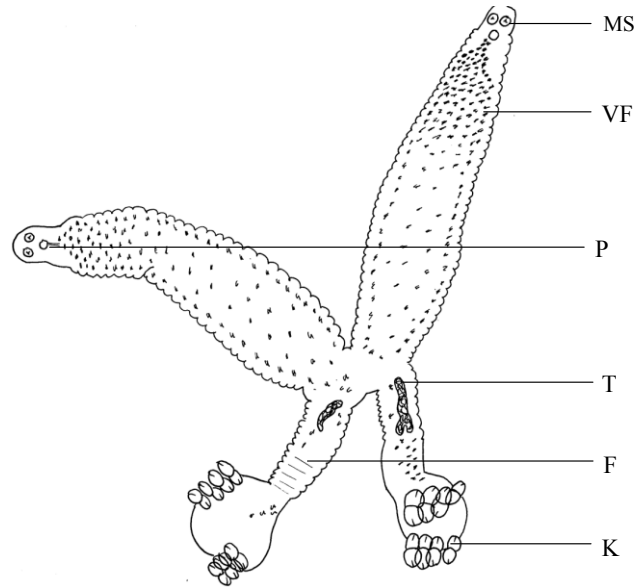


Abb.I.17: *Paradiplozoon homoion* von *Rutilus rutilus* aus der Welse. F: Faltung (nur angedeutet), K: Halteklammern, MS: Mundsaugnapf, P: Pharynx, T: Testis, VF: Vitellarfollikel. Balken = 0,2 mm

Befall: P_[%] = 2,3 (larval)/32,6 (adult)

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für *Rutilus rutilus* in NRW

Darstellung: Fototafel VI

Literatur: Reichenbach-Klinke 1961, Gläser & Gläser 1964, Matejusová et al. 2002

Vermessungen:

Tab. I.17: Morphometrische Daten von *Paradiplozoon homoion* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in μm , als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Reichenbach-Klinke	Matejusová et al. 2002
Körper	L	1078,0-3325,0 (2331,4 \pm 1145,8)	3000-3500	1060-2180 (1450)
Vorderkörper	L	598,0-1750,0 (1271,9 \pm 600,4)	2000-3500	
	B	389,0-442,2 (410,4 \pm 28,1)	700-1400	
Hinterkörper	L	480,0-1575,0 (1059,5 \pm 550,3)	1000-1800	
Pharynx	L	40,0-68,0 (50,7 \pm 15,1)	75	
	B	21,0-40,0 (28,3 \pm 10,2)	75	
Mundsaugnapfe	L	60,0-76,0 (65,3 \pm 9,2)	80	
	B	48,0-56,0 (52,7 \pm 4,2)	70	
Haftklammer I	L	82,1-88,0 (85,8 \pm 3,2)	50	81-89
	B	127,4-160,0 (139,1 \pm 18,1)	200	126-133
Haftklammer II	L	72,9-73,0 (72,5 \pm 0,7)	50	79-95
	B	149,4-152,0 (150,7 \pm 1,8)	200	149-165
Haftklammer III	L	74,0-81,0 (77,5 \pm 4,9)	40	80-98
	B	94,4-148,0 (121,2 \pm 37,9)	160	167-184
Haftklammer IV	L	62,0-86,6 (74,3 \pm 17,4)	40	86-102
	B	116,0-172,4 (144,2 \pm 39,9)	130	165-189

5. Cestoda

Ordnung: Caryophyllidea

Familie: Caryophyllaeidae

Caryophyllaeides fennica (Schneider, 1902)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Werse

Sitz: Darm

Beschreibung: Der monozoische Cestoda erreicht eine Körperlänge von 10-15 mm und eine Breite von maximal 3,5 mm. Der Scolex ist kuneiform, nicht verbreitert und trägt keine Hakenstrukturen. Der Körper ist unsegmentiert und besitzt nur ein Paar Reproduktionsorgane im posterioren Bereich. Die Testes und der Zirrussack sind oval. Das Ovar hat die Form eines umgekehrten As. Es sind zahlreiche, große Vitellarfollikel vorhanden. Der Uterus liegt vor dem Zirrussack und ist sehr lang.

Befall: P_[%] = 1,0 – 15,7

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Lippe, Rhein)

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Mackiewicz 1968, Chubb et al. 1987, Scholz 1989a, 1990, Khalil et al. 1994, Stemmer 2002, Emde 2010, Pikalov 2010

Vermessungen:

Tab. I.18: Morphometrische Daten von *Caryophyllaeides fennica* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, VF: Vitellarfollikel.

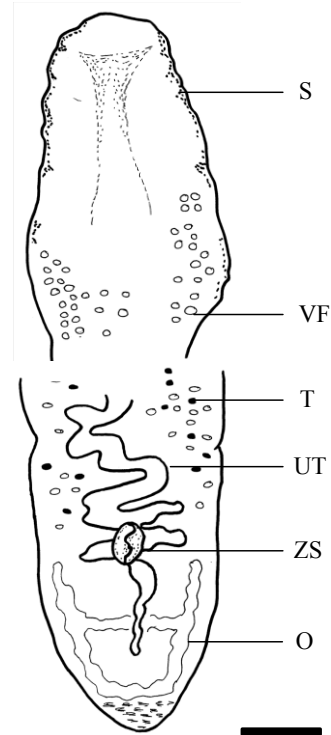


Abb.I.18: *Caryophyllaeides fennica* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. O: Ovar, S: Scolex, T: Testis, UT: Uterus, ZS: Zirrussack. Balken = 1 mm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Scholz 1989a	Pikalov 2010
Körper	L	14,3-15,3 (14,7±0,5)	10-50	9,5-18,3 (13,8)
	B	1,6-2,5 (1,9±0,5)	<3,5	1,3-2,6 (1,7)
Anterior bis 1. VF	L	1,75-1,83 (1,8±0,1)	1,4-3,3	
Testes	L	0,14-0,15 (0,15±0,01)	0,15-0,33	
	B	0,16-0,18 (0,17±0,01)	0,10-0,28	
Anterior bis Testes	L	2,2-2,8 (2,7±0,1)	1,5-4,8	
Zirrussack	L		0,66-0,97	0,38-1,58 (0,96)
	B		0,44-0,68	0,20-0,77 (0,48)
Ovar	L	2,7-2,9 (2,8±0,2)	2,6-4,0	0,86-1,43 (1,23)
	B	1,1-1,2 (1,2±0,1)	1,3-2,4	0,14-0,28 (0,21)
Vitellarfollikel	L	0,09-1,21 (0,11±0,1)	0,05-0,35	
	B	0,07-0,09 (0,08±0,01)	0,04-0,19	
Eier	L	0,048-0,065 (0,056±0,01)	0,056-0,070	
	B	0,032-0,035 (0,033±0,001)	0,028-0,040	

Ordnung: Caryophyllidea

Familie: Caryophyllaeidae

Caryophyllaeus laticeps (Pallas, 1781)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Welse

Sitz: Darm

Beschreibung: Die Körperlänge von *C. laticeps* beträgt 20-35 mm mit einer maximalen Breite von 1,0–2,2 mm. Der Scolex ist fächerförmig verbreitert jedoch ohne Hakenstrukturen. Der Cestoda ist unsegmentiert und besitzt nur ein Paar Reproduktionsorgane. Die Testes sind oval, beginnen posterior der Vitellarfollikel und reichen bis zum Zirrussack. Der ovale Zirrussack ist meist länger als breit. Das Ovar ist zweilappig und H-förmig. Die Vitellarfollikel sind ebenfalls oval und liegen weit im hinteren Bereich des Körpers.

Befall: P_[%] = 2,3

Nachweise NRW: *Abrama abrama*, *Leuciscus leuciscus*, *Rutilus rutilus* (Heidhornsee, Kemnader Stausee)

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Chubb et al. 1987, Scholz 1989a, Karanis & Taraschewski 1993, Rückert 2001, Pikalov 2010

Vermessungen:

Tab. I.19: Morphometrische Daten von *Caryophyllaeus laticeps* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

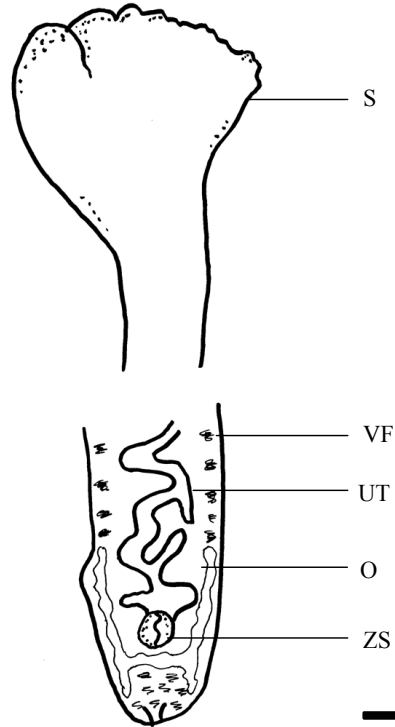


Abb.I.19: *Caryophyllaeus laticeps* von *Rutilus rutilus* aus der Welse. O: Ovar, S: Scolex, UT: Uterus, ZS: Zirrussack. Balken = 0,2 mm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Scholz 1989a	Rückert 2001	Pikalov 2010
Körper	L	4,73	20-35	17,9-26,0 (21,1)	10,94
	B	0,39	1,0-2,2	0,85-0,11 (0,98)	0,68
Scolex	L	1,08	0,8-2,7		
	B	0,747	0,84-2,90		
Testes	L	0,21	0,19-0,46	0,15-0,27 (0,21)	
	B	0,15	0,10-0,30	0,09-0,20 (0,13)	
Anterior bis Testes	L	1,25	4,8-8,1		

Ordnung: Pseudophyllidea

Familie: Diphylobothriidae

Ligula intestinalis (Linnaeus, 1758)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Lippe, Werse

Sitz: Leibeshöhle

Beschreibung: *Ligula intestinalis* ist ein großer Cestoda, der bis zu 400 mm lang und 10 mm breit werden kann. Das Vorderende des Körpers ist rund. Es ist kein ausgeprägter Scolex erkennbar. Rudimentäre Bothrien sind nur noch durch zwei anteriore Schlitze erkennbar. Der Plerocercoid ist unsegmentiert, es erscheint lediglich eine Pseudo-segmentierung im anterioren Bereich der Strobila. In jeder Proglottide liegt ein Paar Reproduktionsorgane, die auch im invasiven Plerocercoid-Stadium schon ausgereift sein können. In den vorliegenden Exemplaren waren die Reproduktionsorgane nicht zu erkennen. Trotzdem konnten die Cestoda anhand ihrer enormen Größe sowie ihres Sitzes in der Leibeshöhle des Wirtes eindeutig der Art *L. intestinalis* zugeordnet werden.

Befall: P_[%] = 2,3 - 2,9

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Hennetalsperre)

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Chubb et al. 1987, Scholz 1989a, Khalil et al. 1994, Bley 2010, Pikalov 2010

Vermessungen:

Tab. I.20: Morphometrische Daten von *Ligula intestinalis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Scholz 1989a	Pikalov 2010
Körper	L	140-220 (180±56,6)	<150	144,6
	B	6,8-7,6 (7,2±0,6)	<10	2,9
Testes	L		0,055-0,079	
	B		0,028-0,055	
Vitellarfollikel	L		0,018-0,057	
	B		0,011-0,028	

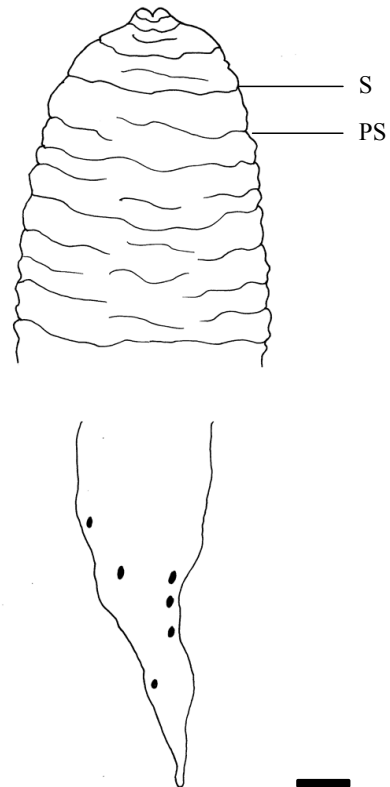


Abb.I.20: *Ligula intestinalis* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. S: Scolex, PS: Pseudo-segmentierung. Balken = 1 mm

Ordnung: Pseudophyllidea

Familie: Triaenophoridae

Triaenophorus nodulosus (Pallas, 1781)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Perca fluviatilis*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Leber

Beschreibung: Die Plerocercoiden von *Triaenophorus nodulosus* liegen eingekapselt im Wirtsgewebe. Der Scolex ist mit zwei dorsalen und zwei ventralen, tridentel geformten Haken bewehrt. Die Haken bestehen aus einer Basalplatte, einem zentralen Zacken und zwei lateralen Zacken, die unterschiedlich groß sein können. Aufgrund der morphometrischen Daten der Haken konnten die vorliegenden Exemplare eindeutig der Art *T. nodulosus* zugeordnet werden. Die Basalplatte sowie die Haken von *T. crassus* wären wesentlich größer und nahezu trapezförmig angeordnet.

Befall: P_[%] = 4,8 – 66,7

Nachweise NRW: *Perca fluviatilis*, *Platichthys flesus* (Hennetalsperre, Kerspetalsperre, Lippe, Möhnetalsperre, Rhein, Weser)

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Chubb et al. 1987, Scholz 1989a, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993, Khalil et al. 1994, Reimer 2000, Stemmer 2002, Reimer 2003b, Molzen 2005, Reimer 2006, Kuchta et al. 2007, Emde 2010, Türk 2010

Vermessungen:

Tab. I.21: Morphometrische Daten von *Triaenophorus nodulosus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

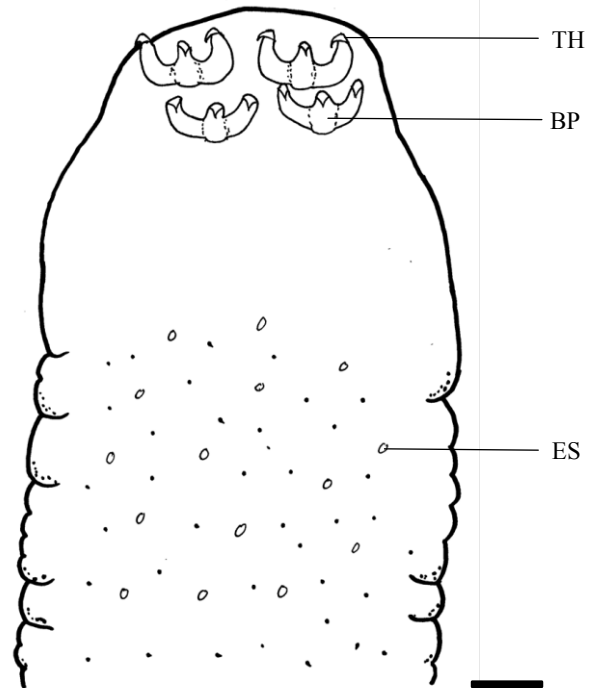


Abb.I.21: *Triaenophorus nodulosus* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. BP: Basalplatte, ES: Einschlüsse, TH: tridentale Haken. Balken = 0,1mm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Scholz 1989a	Kuchta et al. 2007	Türk 2010
Körper	L	10,3-10,4 (10,3±0,06)	<50		
	B	0,54-0,56 (0,55±0,01)			
Scolex	B	0,62-0,64 (0,63±0,01)	0,044-0,092		
Basalplatte	L	0,128-0,137 (0,133±0,006)	0,115-0,133	0,086-0,179 (0,112)	0,105-0,135 (0,118)
Zentraler Zacken	L	0,044-0,058 (0,051±0,01)	0,073-0,087		
Laterale Zacken	L	0,064-0,089 (0,077±0,02)	0,063-0,074	0,043-0,114 (0,069)	

Ordnung: Cyclophyllidea

Familie: Dilepididae

Paradilepis scolecina (Rudolphi, 1819)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Perca fluviatilis*: Lippe

Sitz: Mesenterien des Darms

Beschreibung: Die Plerocercocide von *Paradilepis scolecina* liegen enzystiert im Wirtsgewebe. Die ovale Larve ist umgeben von einer durchsichtigen, zweischichtigen Zyste. Die Zyste ist angefüllt mit dunklem, feinkörnigem Granula. Der Scolex des Cestoda ist eingestülpt und trägt vier ovale Saugnäpfe. Das Rostellum ist oval und mit 20 massiven Haken (10+10) bewehrt. Der Körper von *P. scolecina* enthält zahlreiche runde Kalkkörperchen. Aufgrund der Lage des Cestoda und der Größe der Rostellarhaken konnten die vorliegenden Exemplare eindeutig der Art *P. scolecina* zugeordnet werden.

Befall: P_[%] = 11,8

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Dörpfeldsee, Masureensee, Ödingteich)

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Scholz 1989a,b, Rückert 2001, Scholz et al. 2004, Grabowski 2007, Pikalov 2010

Vermessungen:

Tab. I.22: Morphometrische Daten von *Paradilepis scolecina* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Scholz 1989b	Rückert 2001	Scholz et al. 2004
Große Haken	L	144-164 (154±0,01)	106-155	106-121- (113)	101-115
Schaft	L		55-60		55-60
Griff	L		50-55		50-55
Kleine Haken	L	72-84 (77±0,01)	75-80	69-79 (75)	74-81
Schaft	L		38-41		38-41
Griff	L		36-39		36-39
Kalkkörperchen	L	10-14 (12±0,001)	8-18		

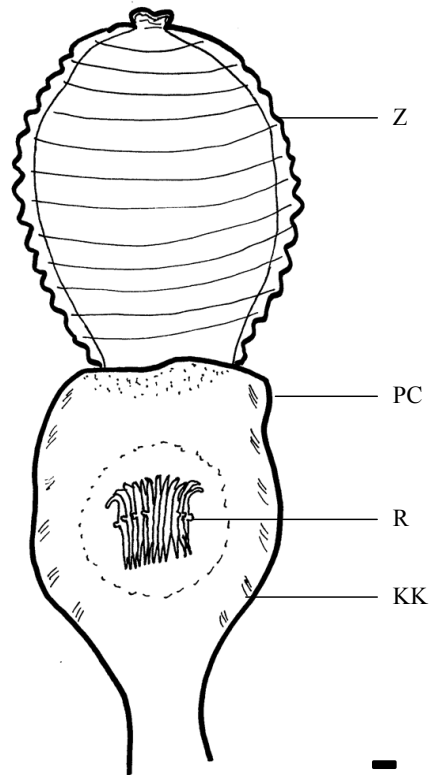


Abb.I.22: *Paradilepis scolecina* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. KK: Kalkkörperchen S: Scolex, PC: Plerocercoid, R: Rostrum, Z: Zyste. Balken = 50 µm

Ordnung: Proteocephalidea

Familie: Proteocephalidae

Proteocephalus percae (Müller, 1780)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Perca fluviatilis*: Lippe

Sitz: Darm

Beschreibung: Die Körperlänge von *Proteocephalus percae* kann bis zu 100 mm betragen. Charakteristisch sind die vier ovalen Scolex-Saugnapfe plus einen kleinen apikalen Saugnapf. Der Scolex verjüngt sich apikal, und ist dorsoventral abgeflacht. Der Nacken ist immer breiter als der Scolex. Der Körper ist segmentiert, wobei die Segmente immer breiter als lang sind. Es liegen 63–95 Testes in einem Segment vor. Das Ovar ist zweilappig und an der posterioren Begrenzung der Proglottide gelegen. Vitellarfollikel liegen in zwei langen Bändern im lateralen Bereich, wie auch der Uterus, der in 5–9 lateralen Bändern vorliegt.

Befall: P_[%] = 4,8 – 20,0

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für NRW und die Lippe

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Chubb et al. 1987, Scholz 1989a, Khalil et al. 1994, Scholz et al. 1998

Vermessungen:

Tab. I.23: Morphometrische Daten von *Proteocephalus percae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, Ø: Durchmesser.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Scholz 1989a	Scholz et al. 1998
Körper	L	3,5-4,5 (4,0±0,5)	<100,0	
	B	0,29-0,33 (0,31±0,02)	<2,2	
Scolex	B	0,18-0,26 (0,21±0,04)	0,15-0,28	0,14-0,21 (0,17)
Saugnapfe	Ø	0,064-0,098 (0,079±0,02)	0,064-0,115	0,049-0,064 (0,055)
Terminaler Saugnapf	Ø	0,042-0,048 (0,045±0,003)	0,032-0,069	0,023-0,037 (0,029)

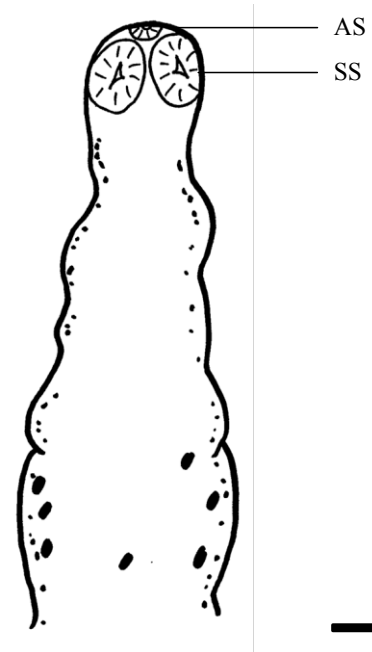


Abb.I.23: *Proteocephalus percae* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. AS: Apikaler Saugnapf, SS: Scolex-Saugnapf. Balken = 0,1 mm

7. Nematoda

Ordnung: Camallanoidea

Familie: Camallanidae

Camallanus lacustris (Zoega, 1776)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Perca fluviatilis*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Darm, Magen, Pylorus

Beschreibung: Der mittelgroße Nematoda erscheint gelblich. Der Scolex endet mit einer orange-braunen Kopfkapsel, die aus zwei sklerotisierten Schalen, einem Basalring und zwei Tridenten besteht. Die lateralen Schalen sind mit 16-25 Furchen durchzogen. Die Enden der Tridenten überragen den unteren Rand des Basalrings nur leicht. Vier subapikale Mundpapillen umschließen die Mundöffnung. Der Oesophagus ist in zwei Bereiche unterteilt, einen muskulösen und einen glandulären Teil. Ein Nervenring umschließt den anterioren Teil des muskulösen Oesophagus. Der Exkretionsporus ist posterior des Nervenrings gelegen. Beim Männchen findet man sieben Paar Praeanalpapillen und sechs Paar Postanalpapillen. Beim Weibchen liegt die Vulva postequatorial. Der Uterus kann u. U. mit beweglichen Larven gefüllt sein.

Befall: P_[%] = 9,5 – 96,8

Nachweise NRW: *Perca fluviatilis*, *Sander lucioperca* (Kerspetalsperre, Möhnetalsperre, Rhein, Sorpetalsperre, Weser)

Darstellung: Fototafel VII

Literatur: Mellin & Stremmer-Brethauer 1993, Moravec 1994, Anderson & Anderson 2000, Reimer 2000, 2003b, 2006, Pothmann 2009, Emde 2010, Türk 2010

Vermessungen:

Tab. I.24: Morphometrische Daten von *Camallanus lacustris* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Moravec 1994
Körper	L	4,40-5,46 (4,914±0,5)	2,29-11,00
	B	0,169-0,209 (0,188±0,02)	0,093-0,320
Kopfkapsel	L	0,137-0,141 (0,140±0,002)	0,084-0,165
Tridenten	L	0,054-0,096 (0,073±0,02)	0,054-0,135
Muskulärer Oesophagus	L	0,59-0,72 (0,64±0,06)	0,299-0,749
Glandulärer Oesophagus	L	0,483-0,636 (0,559±0,1)	0,299-0,868
Vorderende - Nervenring	L	0,201-0,248 (0,230±0,02)	0,150-0,312
Hinterende	L	0,072-0,212 (0,120±0,08)	

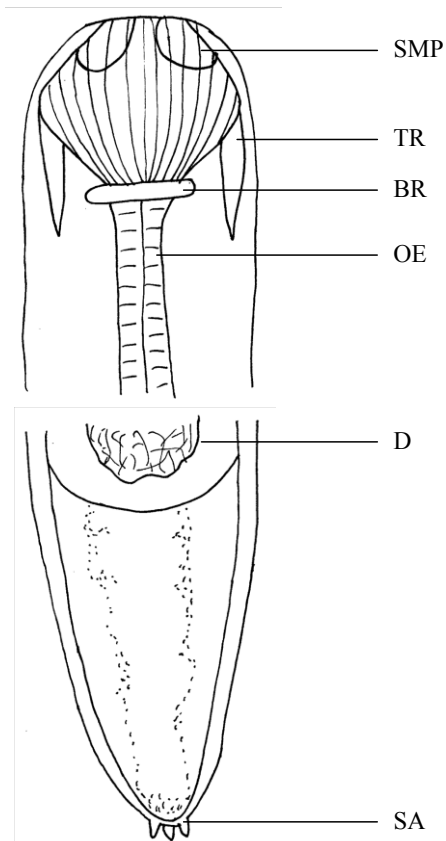


Abb.I.24: *Camallanus lacustris* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. BR: Basalring, D: Darm, OE: Oesophagus, SA: Schwanzanhänge, SMP: subapikale Mundpapillen, TR: Trident. Balken = 0,05 mm

Ordnung: Ascaridida

Familie: Anisakidae

Contraecum ovale (Linstow, 1907)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Lippe, Welse

Sitz: Darm

Beschreibung: Das dritte Larvenstadium der Art *Contraecum ovale* liegt enzystiert in länglichen bis ovalen Zysten der Mesenterien verschiedener innerer Organe. Die Mundöffnung ist mit Lippenstrukturen umgeben. Zur Bestimmung dienen die charakteristischen Vorderdarmstrukturen. An den Oesophagus schließt sich ein breiterer Ventrikel. Anterior liegt ein Appendix, posterior ein Caecum, das nach cranial zieht. Der Exkretionsporus liegt auf Höhe der Lippenbasis. Das Hinterende des Nematoda läuft konisch aus und endet stumpf.

Befall: P_[%] = 2,4 – 2,9

Nachweise Deutschland: *Rutilus rutilus* (Heidhornsee)

Darstellung: Fototafel VIII

Literatur: Moravec 1994, Pikalov 2010

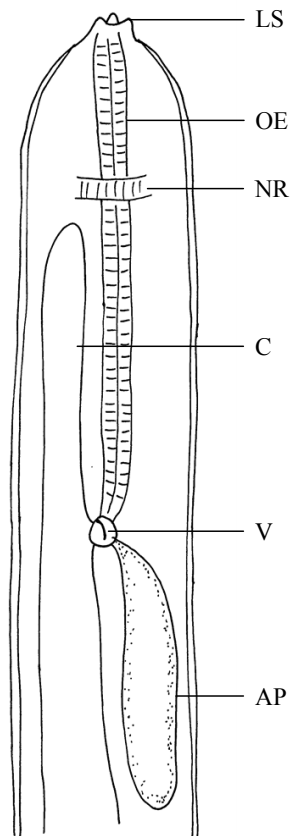


Abb.I.25: *Contraecum ovale* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. AP: Appendix, C: Caecum, LS: Lippenstruktur, NR: Nervenring, OE: Oesophagus, V: Ventrikel. Balken = 0,1 mm

Vermessungen:

Tab. I.25: Morphometrische Daten von *Contraecum ovale* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Moravec 1994	Pikalov 2010
Körper	L	2,6-3,0 (2,81±0,19)	3,8-4,1	2,6-4,6 (3,6)
	B	0,14-0,23 (0,18±0,04)	0,021-0,025	0,10-0,19 (0,15)
Oesophagus	L	0,28-0,48 (0,38±0,14)	0,60	0,30-0,60 (0,40)
Caecum	L	0,30-0,46 (0,38±0,12)	0,35-0,40	0,02-0,46 (0,25)
Ventrikel	L	0,62-0,63 (0,63±0,001)	0,04-0,05	
Appendix	L	0,59-0,60 (0,60±0,01)	0,68-0,80	0,02-0,46 (0,31)
Vorderende - Nervenring	L	0,13-0,18 (0,15±0,05)		
Hinterende	L	0,08-0,16 (0,11±0,05)	0,35-0,40	0,05-0,12 (0,09)

Ordnung: Ascaridida

Familie: Anisakidae

Contracaecum micropapillatum (Stossich, 1890)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe, Welse

Sitz: Darm

Beschreibung: Das dritte Larvenstadium der Art *Contracaecum micropapillatum* liegt in Zysten auf der Serosa der inneren Organe. Die Mundöffnung ist mit Lippenstrukturen umgeben. Zur Bestimmung dienen die charakteristischen Vorderdarmstrukturen. An den Oesophagus schließt sich ein breiterer Ventrikel an. Anterior liegt ein Appendix, posterior ein Caecum, das nach cranial zieht. Der Appendix ist in etwa so lang wie der Oesophagus. Der Exkretionsporus liegt auf Höhe der Lippenbasis. Das Hinterende des Nematoda läuft konisch aus und endet stumpf. Da der Parasit sehr klein ist, konnte nur die Gesamtlänge bzw. -breite des Körpers vermessen werden.

Befall: P_[%] = 2,9 – 71,4

Nachweise Deutschland: neuer Gebietsnachweis für *Rutilus rutilus* in NRW

Darstellung: Fototafel VIII

Literatur: Moravec 1994

Vermessungen:

Tab. I.26: Morphometrische Daten von *Contracaecum micropapillatum* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Moravec 1994
Körper	L	0,32-0,65 (0,5±0,18)	0,43-6,00
	B	0,017-0,024 (0,019±0,004)	0,01-0,04
Oesophagus	L		0,11-0,60
Caecum	L		0,01-0,50
Ventrikel	L		
Appendix	L		0,08-0,57
Hinterende	L		0,05-0,15

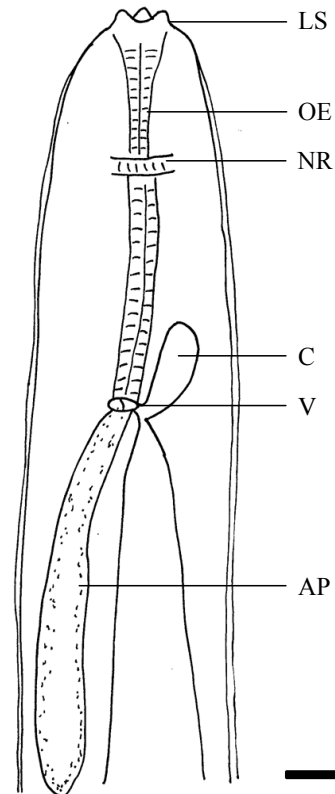


Abb.I.26: *Contracaecum micropapillatum* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. AP: Appendix, C: Caecum, LS: Lippenstruktur, NR: Nervenring, OE: Oesophagus, V: Ventrikel. Balken = 7 µm

Ordnung: Spirurida

Familie: Acuariidae

Cosmocephalus obvelatus (Creplin, 1825)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Lippe

Sitz: Darm

Beschreibung: Das dritte Larvenstadium von *Cosmocephalus obvelatus* erreicht eine maximale Länge von 2,4 mm und liegt enzystiert in der Darmwand von Fischen. Die Cuticula weist eine transversale Ringelung auf. Anterior befinden sich zwei dreieckige Pseudolabien, an deren Basis jeweils vier Papillen liegen. Der Oesophagus ist in zwei Bereiche, einen muskulösen und einen glandulären Teil, unterteilt. Der Darmabschnitt verjüngt sich im Bereich des Rektums. Der Schwanz ist lang und trägt subventral zwei große Phasmidien. Das Hinterende läuft konisch aus und ist terminal abgerundet.

Befall: P_[%] = 5,7

Nachweise NRW: neuer Gebietsnachweis für *Rutilus rutilus* in NRW

Darstellung: Fototafel VIII

Literatur: Moravec 1994, Anderson & Anderson 2000

Vermessungen:

Tab. I.27: Morphometrische Daten von *Cosmocephalus obvelatus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

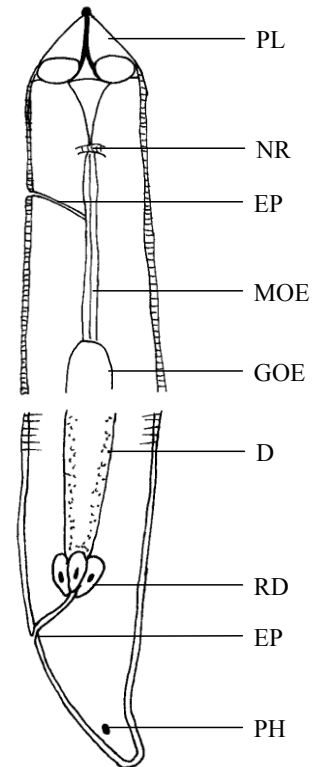


Abb.I.27: *Cosmocephalus obvelatus* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. D: Darm, EP: Exkretionsporus, GOE: glandulärer Oesophagus, MOE: muskulärer Oesophagus, NR: Nervenring, PH: Phasmidie, PL: Pseudolabien, RD: Rektaldrüse. Balken = 30 µm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Moravec 1994
Körper	L	2,093	1,63-2,40
	B	0,064	0,058-0,095
Mundhöhle	L	0,064	0,090-0,105
Muskulöser Oesophagus	L	0,292	0,170-0,310
Glandulärer Oesophagus	L	0,700	0,810-1,100
Vorderende - Nervenring	L	0,142	0,105-0,150
Hinterende	L	0,120	0,082-0,120

Ordnung: Spirurida

Familie: Acuariidae

Paracuarria adunca (Creplin, 1846)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Lippe

Sitz: Leibeshöhle

Beschreibung: Das dritte Larvenstadium von *Paracuarria adunca* ist meist eingekapselt in der Darmwand oder den Mesenterien der Fische. Der Körper erscheint schmal und zierlich. Die Cuticula weist eine transversale Ringelung auf. Auffällig sind die dreieckigen Pseudolabien mit runden anterioren Punkten. Zusätzlich sind Interlabien vorhanden, die je in zwei gleiche Lappen geteilt sind. An der Basis der Pseudolabien befindet sich jeweils ein Paar Papillen. Der Oesophagus ist in einen muskulösen und einen glandulären Bereich unterteilt. Der Schwanz ist leicht gebogen und hat eine runde Spitze, an der eine Kugel liegt, die oft bis zur Hälfte in die Cuticula eingelassen ist. Schon im Larvenstadium ist ein gut definiertes Reproduktionssystem vorhanden.

Befall: P_[%] = 5,7 – 8,6

Nachweise NRW: *Neogobius melanostomus* (Rhein)

Darstellung: Fototafel VIII

Literatur: Moravec 1994, Anderson & Anderson 2000, Rückert 2001, Emde 2010

Vermessungen:

Tab. I.28: Morphometrische Daten von *Paracuarria adunca* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

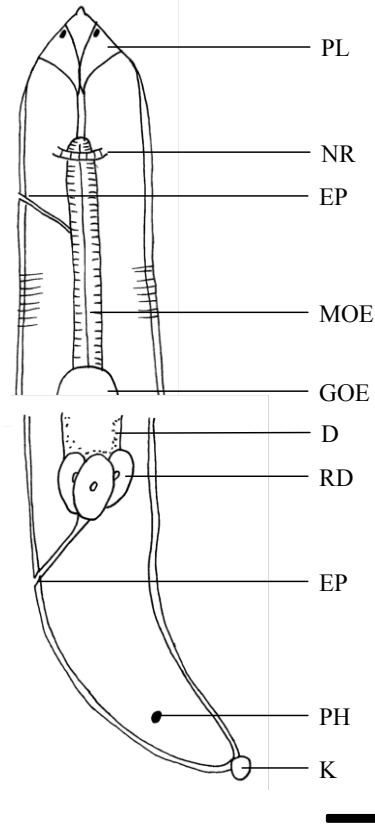


Abb.I.28: *Paracuarria adunca* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. D: Darm, EP: Exkretionsporus, GOE: glandulärer Oesophagus, MOE: muskulärer Oesophagus, NR: Nervenring, PH: Phasmidie, PL: Pseudolabien, RD: Rektaldrüse. Balken = 40 µm

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Moravec 1994
Körper	L	2,49-2,79 (2,64±0,21)	2,20-2,80
	B	0,081-0,110 (0,098±0,01)	0,07-0,09
Mundhöhle	L	0,12-0,14 (0,13±0,01)	0,10-0,12
Muskulöser Oesophagus	L	0,279-0,331 (0,305±0,04)	0,330-0,420
Glandulärer Oesophagus	L	0,899-1,179 (1,039±0,198)	0,720-1,020
Vorderende - Nervenring	L	0,167-1,164 (0,666±0,705)	0,150-0,170
Hinterende	L	0,053-0,071 (0,062±0,013)	0,070-0,090

Ordnung: Spirurida

Familie: Acuariidae

Streptocara crassicauda (Creplin, 1829)

Stadium: larval

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Welse

Sitz: Leibeshöhle

Beschreibung: Das dritte Larvenstadium von *Streptocara crassicauda* kommt in der Wand des Magen-Darm-Traktes sowie in der Leber von Fischen vor. Der Körper erscheint lang und schmal. Die Cuticula weist eine transversale Ringelung auf. Auffällig sind die dreieckigen Pseudolabien mit runden anterioren Punkten. An der Basis der Pseudolabien befindet sich jeweils ein Paar Papillen. Der Oesophagus ist in einen muskulösen und einen glandulären Bereich unterteilt. Der Schwanz ist kurz und trägt an seiner Spitze eine kugelförmige Auswölbung.

Befall: P_[%] = 2,4

Nachweise NRW: *Rutilus rutilus* (Weser)

Darstellung: Fototafel VIII

Literatur: Moravec 1994, Anderson & Anderson 2000, Reimer 2006

Vermessungen:

Tab. I.29: Morphometrische Daten von *Streptocara crassicauda* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge.

Bereich	L/B	Eigene Messungen	Moravec 1994
Körper	L	4,00	3,17-4,39
	B	0,052	0,081-0,108
Mundhöhle	L	0,020	0,021-0,024
Oesophagus	L	1,072	1,055-1,189

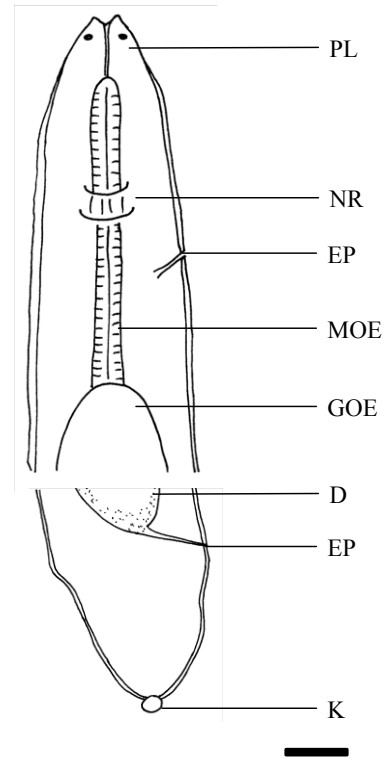


Abb.I.29: *Streptocara crassicauda* von *Rutilus rutilus* aus der Welse. D: Darm, EP: Exkretionsporus, GOE: glandulärer Oesophagus, MOE: muskulärer Oesophagus, NR: Nervenring, PL: Pseudolabien. Balken = 20 µm

8. Acanthocephala

Ordnung: Echinorhynchida

Familie: Echinorhynchidae

Acanthocephalus anguillae (Müller, 1780) Lühe, 1911

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe; *Perca fluviatilis*: Lippe

Sitz: Darm

Beschreibung: Der Körper von *Acanthocephalus anguillae* ist meist weißlich gefärbt, selten mit einem orangen Ring an der Nackenbasis. Die Weibchen können eine Größe von 12–20 mm erreichen, die Männchen sind mit 5–7 mm kleiner. Die Proboscis ist anterior etwas verdickt und trägt große, schmale Haken mit einer charakteristischen Wurzelform. Die beiden Hoden liegen zentral in der Körpermitte. Drei Paar Zementdrüsen sind hintereinander angeordnet. Der Säftigen'sche Beutel und die Bursa copulatrix liegen posterior am Körperende. Die Eier haben eine Größe von 0,10 mm x 0,012 mm.

Befall: P_[%] = 2,9 – 25,8

Nachweise NRW: *Perca fluviatilis*, *Platichthys flesus*, *Rutilus rutilus*, *Salmo salar*, *Salmo trutta fario*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Squalius cephalus*, *Thymallus thymallus*, *Tinca tinca* (Kemnader Stausee, Lippe, Möhnetalsperre, Ruhr, Sorpetalsperre, Weser)

Darstellung: Fototafel IX

Literatur: Meyer 1932, Golvan 1969, Taraschewski 1985, Brown et al. 1986, Taraschewski 1988, Sures et al. 1994b, Reimer 2000, Rückert 2001, Stemmer 2002, Reimer 2006, Grabowski 2007, Giebner 2009, Pothmann 2009

Vermessungen:

Tab. I.30: Morphometrische Daten von *Acanthocephalus anguillae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, M: Männchen, n: Anzahl, W: Weibchen.

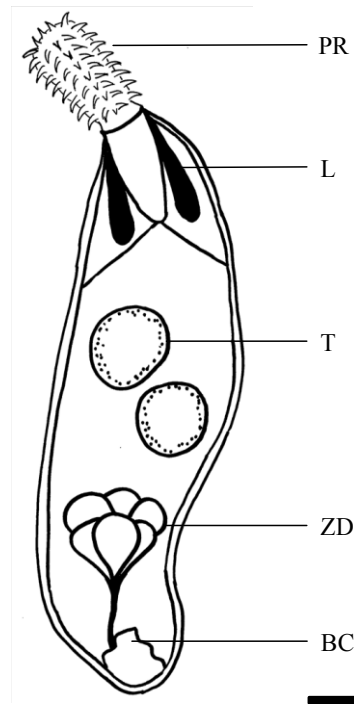


Abb.I.30: *Acanthocephalus anguillae* von *Rutilus rutilus* aus der Lippe. BC: Bursa Copulatrix, L: Lemniske, PR: Proboscis, T: Testis, ZD: Zementdrüse. Balken = 0,4 mm

Bereich	L/B	Eigene Messungen		Golvan 1969		Rückert 2001	
		W	M	W	M	W	M
Körper	L	8,1-13,6 (11,2±2,5)	5,2-8,1 (6,3±1,6)	12,0-13,0	5,0-7,0	10,0-15,0	7,5-8,0
	B	0,83-1,30 (0,99±0,2)	0,80-0,90 (0,84±0,05)	2,0	0,8-1,1	0,72-1,00	0,82-0,87
Proboscis	L	0,99-1,35 (1,14±0,2)	0,49-1,00 (0,82±0,3)	1,0		0,98-1,30	0,9-1,2
	B	0,39-0,46 (0,41±0,03)	0,25-0,37 (0,30±0,1)	0,7			
Hakenreihen	n	10	10-12	10		10	
Haken/Reihe	n	6	5-7	(5) 6-7		6	

Ordnung: Echinorhynchida

Familie: Echinorhynchidae

Acanthocephalus lucii (Müller, 1780)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Perca fluviatilis*: Deichseitengraben, Lippe, Quabbe

Sitz: Darm

Beschreibung: Der Körper von *Acanthocephalus lucii* ist meist weißlich gefärbt. Weibchen werden 8–17 mm, maximal 24 mm, lang. Männchen erreichen eine Länge von 4–5 mm. Die Proboscis ist bei gleichbleibender Breite fast zylindrisch. Sie trägt 12-16 longitudinale Hakenreihen mit je 7-8 Haken. Charakteristisch sind die Hakenwurzeln ohne vorderen Fortsatz und mit plattenförmig verbreitertem Grund, der im Gegensatz zu *A. anguillae* keine ösenförmigen Fortsätze trägt. Die Zementdrüsen sind kurz, birnenförmig und in drei Paaren hintereinander angeordnet. Die Eier sind 0,11 x 0,008 mm groß.

Befall: P_[%] = 4,8 – 92,6

Nachweise NRW: *Anguilla anguilla*, *Esox lucius*, *Gasterosteus aculeatus aculeatus*, *Gymnocephalus cernuus*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Salmo trutta fario*, *Tinca tinca* (Kemnader Stausee, Lippe, Rhein, Ruhr, Weser)

Darstellung:

Literatur: Meyer 1932, Taraschewski 1985, Brown et

al. 1987, Taraschewski 1988, Sures & Taraschewski 1995, Herlyn 2000, Reimer 2000, Stemmer 2002, Reimer 2006, Giebner 2009, Emde 2010

Vermessungen:

Tab. I.31: Morphometrische Daten von *Acanthocephalus lucii* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, M: Männchen, n: Anzahl, W: Weibchen.

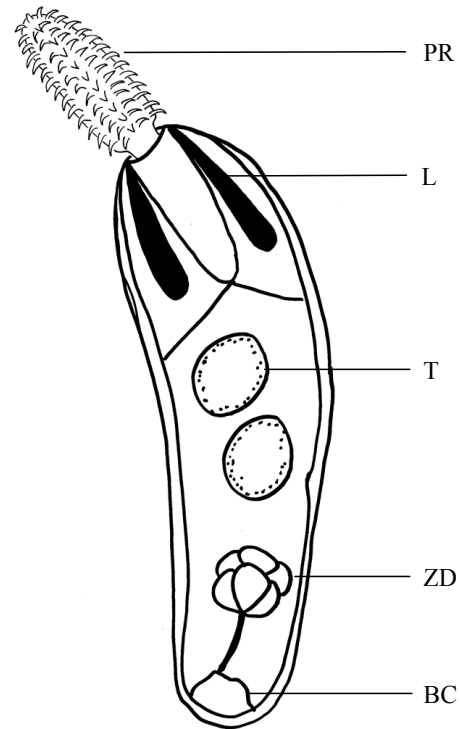


Abb.I.31: *Acanthocephalus lucii* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. BC: Bursa Corpulatrix, L: Lemniske, PR: Proboscis, T: Testis, ZD: Zementdrüse. Balken = 0,4 mm

Bereich	L/B	Eigene Messungen		Meyer 1932	
		W	M	W	M
Körper	L	7,0-11,5 (9,0±1,6)	4,2-5,7 (4,9±0,5)	8,0-17,0	4,0-5,0
	B	0,7-1,1 (0,9±1,1)	0,7-0,9 (0,8±0,08)		
Proboscis	L	0,53-0,57 (0,55±0,02)	0,46-0,68 (0,59±0,1)		
	B	0,24-0,26 (0,25±0,1)	0,29-0,37 (0,33±0,03)		
Hakenreihen	n	12-16		(12) 14-16	
Haken/Reihe	n	7-8		7-8	

Ordnung: Echinorhynchida

Familie: Pomphorhynchidae

Pomphorhynchus laevis (Müller, 1776)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*, *Perca fluviatilis*: Lippe, Quabbe

Sitz: Darm

Beschreibung: Der Körper von *Pomphorhynchus laevis* ist meist orange gefärbt. Die Weibchen werden 13–28 mm lang, die Männchen erreichen Längen von bis zu 6–16 mm. Auffällig ist der lange Hals, der einen großen Bulbus an der Basis der Proboscis trägt. Die Proboscis ist kurz und zylindrisch. Sie trägt 13–20 longitudinale Hakenreihen, mit je 8–13 Haken. Die Haken sind in der Mittelregion der Proboscis am größten. Die zwei Testes liegen in der anterioren Hälfte des Körpers. Die Zementdrüsen sind kurz und in drei Paaren hintereinander angeordnet. Die weiblichen Reproduktionsorgane füllen die posterioren $\frac{3}{4}$ des Körpers aus. Die vorliegenden Exemplare konnten von der ähnlichen Art *P. tereticollis* (Rudolphi, 1809) unterschieden werden, da ein deutlicher Unterschied in der Größe der Proboscis-Haken zu erkennen war und die Haken keinen anterioren Fortsatz der Basis besaßen.

Befall: P_[%] = 5,7 – 50,0

Nachweise NRW: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Anguilla anguilla*, *Barbatula barbatula*,

Barbus barbus, *Cyprinus carpio carpio*, *Esox lucius*, *Gasterosteus aculeatus aculeatus*, *Gobio gobio gobio*, *Gymnocephalus cernuus*, *Leuciscus leuciscus*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Salmo salar*, *Salmo trutta fario*, *Sander lucioperca*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Squalius cephalus*, *Silurus glanis*, *Tinca tinca* (Diergardt'scher Seitenkanal, Dörpfeldsee, Haustenbach, Heidhornsee, Hennetalsperre, Kemnader Stausee, Kerspetalsperre, Krollbach, Lippe, Möhnetalsperre, Ruhr, Sorpetalsperre, Weser)

Darstellung:

Literatur: Golvan 1969, Brown et al. 1986, Stemmer 1988, Taraschewski 1988, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993, Polzer & Taraschewski 1993, Sures et al. 1994c, 1995, Taraschewski et al. 1995, Reimer 2000, Stemmer 2002, Reimer 2003b, 2004, Münderle 2005, Thielen 2005, Hiepe et al. 2006, Reimer 2006, Grabowski 2007, Giebner 2009, Pothmann 2009, Verweyen 2009, Bley 2010, Pikalov 2010

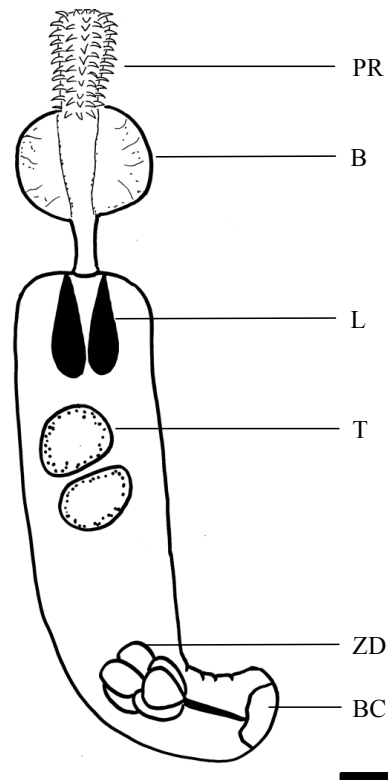


Abb.I.31: *Pomphorhynchus laevis* von *Perca fluviatilis* aus der Lippe. B: Bulbus, BC: Bursa Corporatrix, L: Lemniske, PR: Proboscis, T: Testis, ZD: Zementdrüse. Balken = 0,7 mm

Vermessungen:

Tab. I.32: Morphometrische Daten von *Pomphorhynchus laevis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert mit Standardabweichung. B: Breite, L: Länge, M: Männchen, n: Anzahl, W: Weibchen, Ø: Durchmesser.

Bereich	L/ B	Eigene Messungen		Golvan 1969		Brown et al. 1987	
		W	M	W	M	W	M
Körper	L	7,0-8,3 (7,7±0,7)	1,5-7,6 (5,0±3,1)	13,0-28,0	6,0-16,0	5,0-20,0 (11,8)	5,0-16,0 (9,5)
	B	1,4-1,8 (1,6±0,2)	0,22-0,98 (0,63±0,4)			0,89-4,10 (2,48)	0,86-4,47 (2,22)
Proboscis	L	0,84-0,90 (0,87±0,03)	0,38-0,86 (0,68±0,3)			0,69-0,92 (0,85)	0,65-0,93 (0,83)
	B	0,30-0,36 (0,34±0,03)	0,14-0,35 (0,27±0,1)			0,31-0,41 (0,36)	0,31-0,38 (0,36)
Bulbus	Ø	0,70-0,85 (0,77±0,08)	0,56-0,79 (0,68±0,1)			0,41-1,31 (0,87)	0,55-1,24 (0,85)
Hakenreihen	n	18-19 (18,3±0,6)	18	18-20	14-18		
Haken/Reihe	n	12-13 (12,3±0,6)	12-13 (12,3±0,6)	12-13	8-13		

9. Crustacea

Ordnung: Poecilostomatoida

Familie: Pomphorynchidae

Ergasilus sieboldi (Müller, 1776)

Stadium: adult

Wirt und Habitat: *Rutilus rutilus*: Deichseitengraben, Lippe

Sitz: Kiemen

Beschreibung: Der Caput von *Ergasilus sieboldi* grenzt unmittelbar an den Cephalothorax, der aus vier Segmenten besteht. Daran schließt sich das Schwanzstück sowie der Geschlechtsapparat an. Gravide Weibchen tragen auffällig lange Eischläuche. Der Caput ist mit dem ersten Thoraxsegment verschmolzen. Die zweiten Antennen sind zu kräftigem Halteorgane umgebildet, mit denen sich der Parasit an den Kiemenfilamenten festkrallt. Die Mundwerkzeuge bestehen aus dem Labrum, einem paar Mandibeln, zwei Paar Maxillen und dem Labium. Am Thorax befinden sich die fünf Paar Schwimmpfüße, die jeweils aus zwei Segmenten bestehen. Das gegabelte Schwanzstück trägt vier Paar Borsten. Charakteristisch für diese Art ist eine leuchtend blaue Pigmentierung an der Bauchseite des Parasiten. Nur die Weibchen leben parasitär.

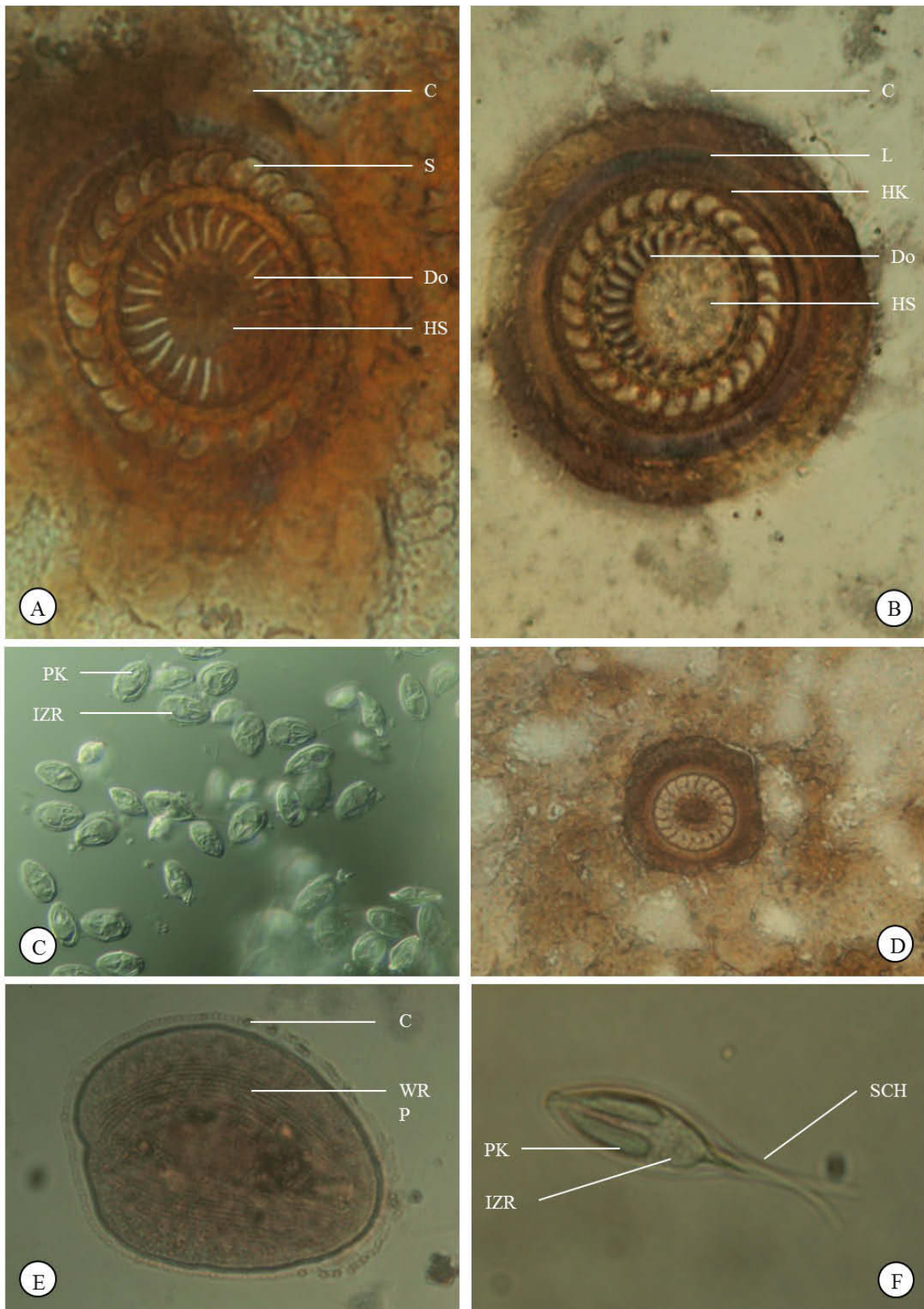
Befall: P_[%] = 5,7 – 14,7

Nachweise NRW: *Coregonus albula*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Sander lucioperca* (Dörpfeldsee, Kerspetalsperre, Masureensee, Möhnensee, Ruhr)

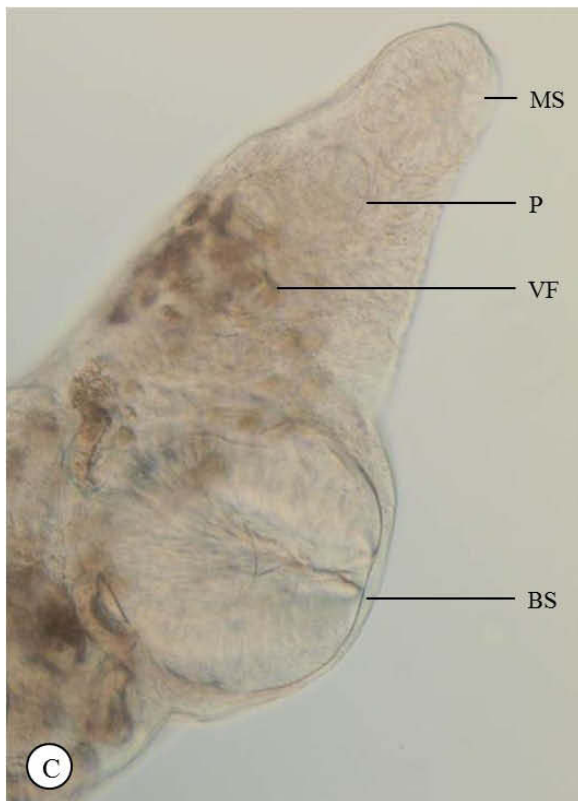
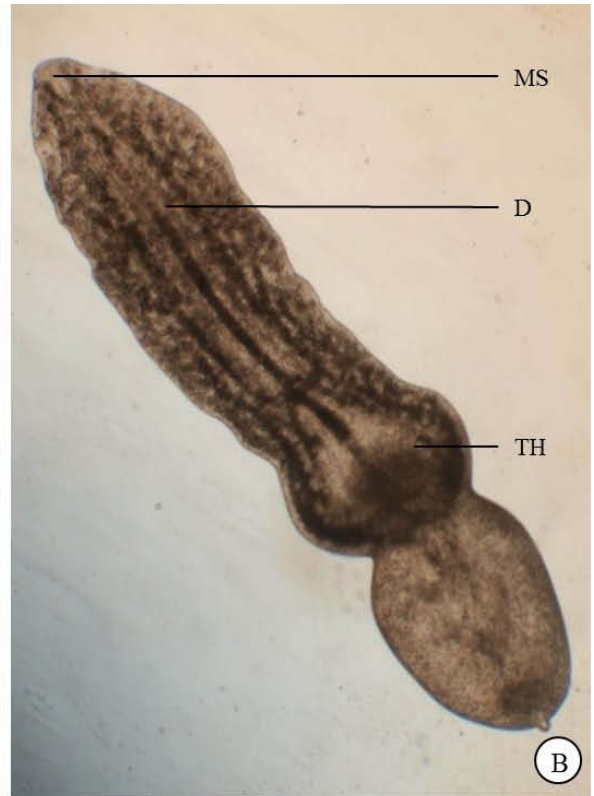
Darstellung:

Literatur: Halisch 1939, Abdelhalim et al. 1993, Mellin & Stremmer-Brethauer 1993, Piasecki et al. 2004, Grabowski 2007, Bley 2010, Türk 2010

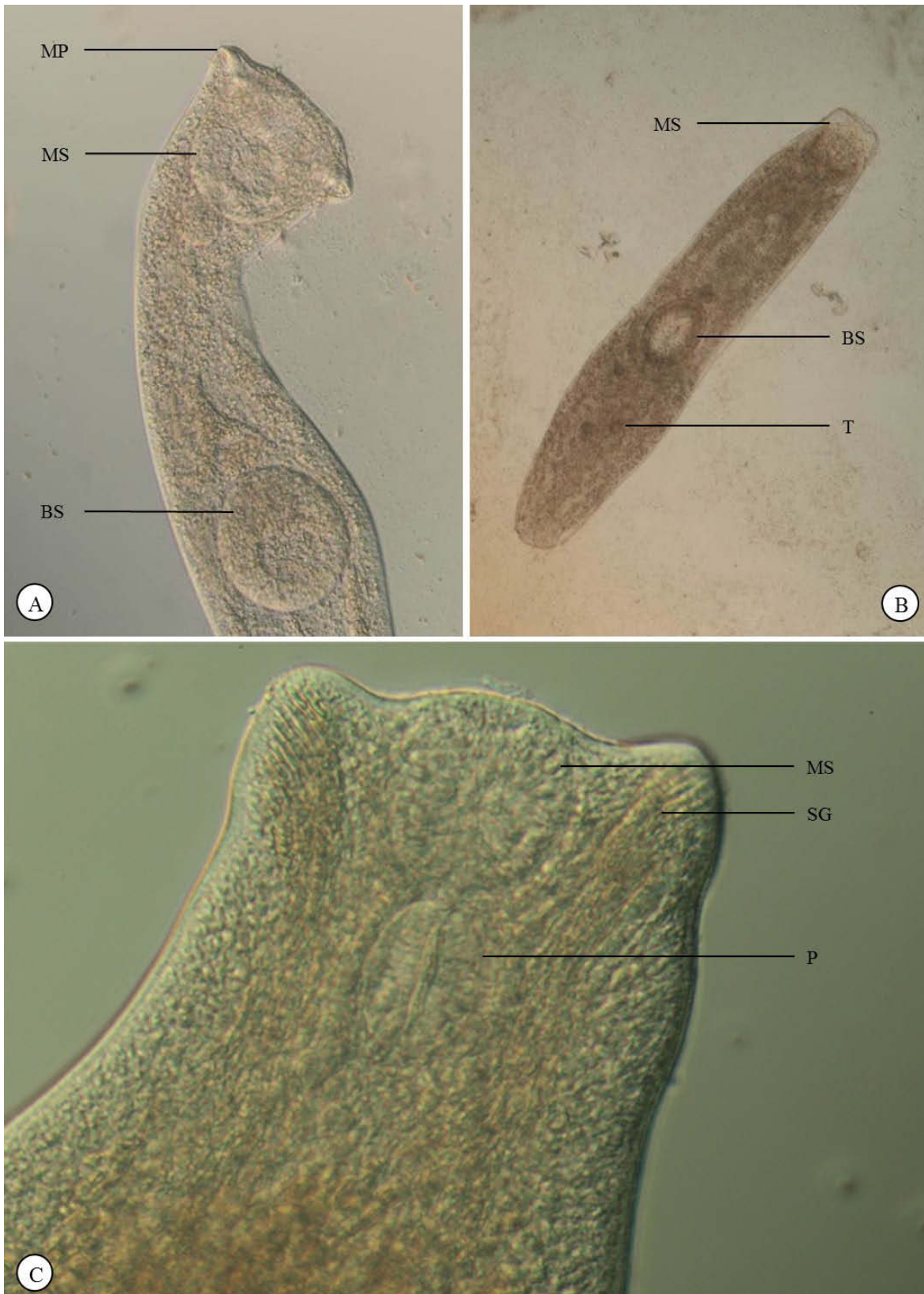
Anhang III: Fototafeln



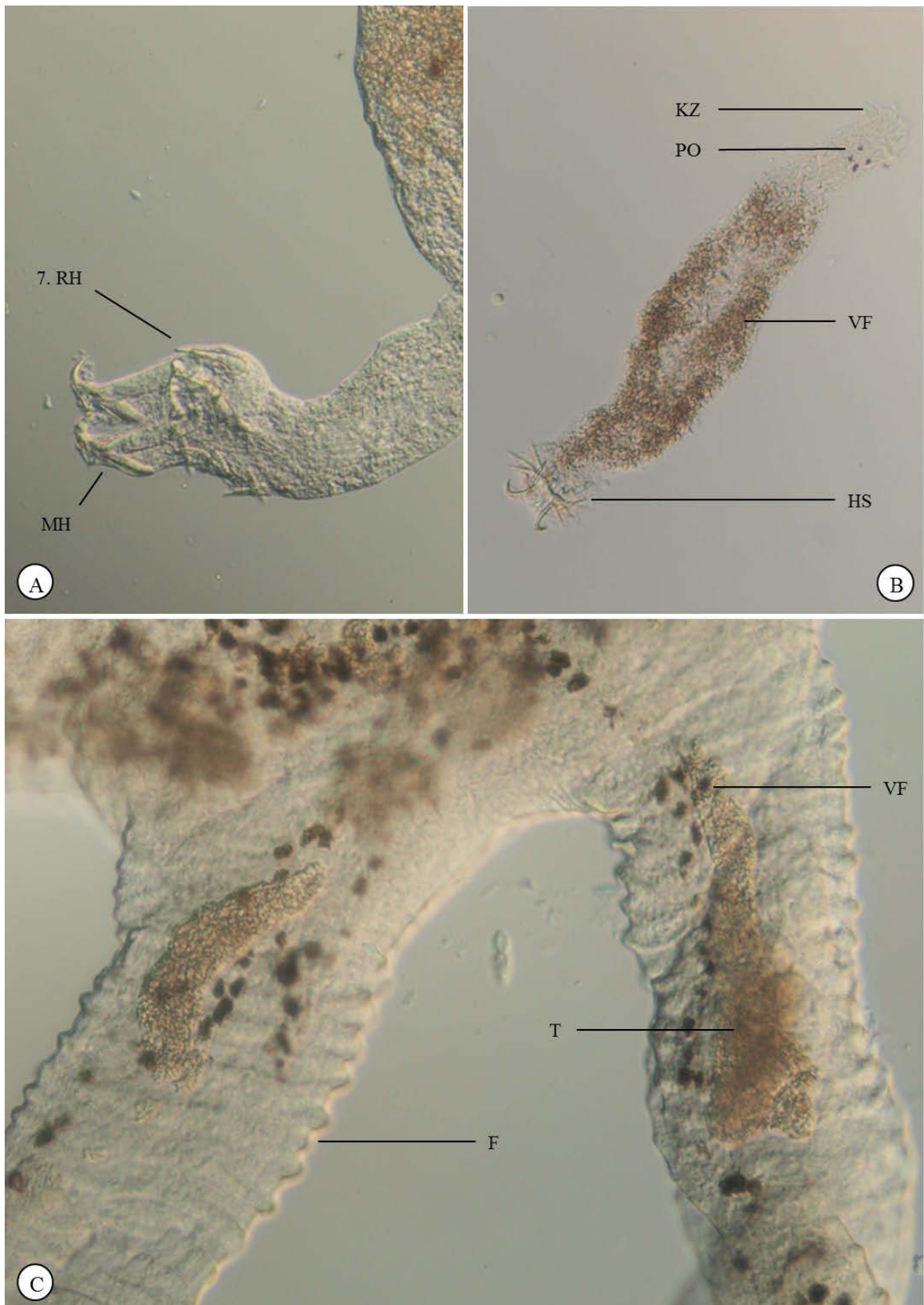
Fototafel 1: In der vorliegenden Arbeit isolierte Ciliophora/Myxozoa: A) *Trichodina pediculus* von *Rutilus rutilus* (Deichseitengraben), B) *Trichodina jadratica* von *R. rutilus* (Lippe), C) *Myxobolus muelleri* von *R. rutilus* (Werse), D) *Trichodina jadratica* von *R. rutilus* (Lippe), E) *Chilodonella piscicola* von *R. rutilus* (Deichseitengraben), F) *Henneguya* sp. von *Perca fluviatilis* (Lippe). C: Ciliensaum, DO: Dornen, HL: Hakenkranz, HS: Hakensaum; IZR: Intrazellularraum, L: Leisten, PK: Polkapsel, S: Schneiden, SCH: Schwanz, WRP: Wimpernreihenpaare.



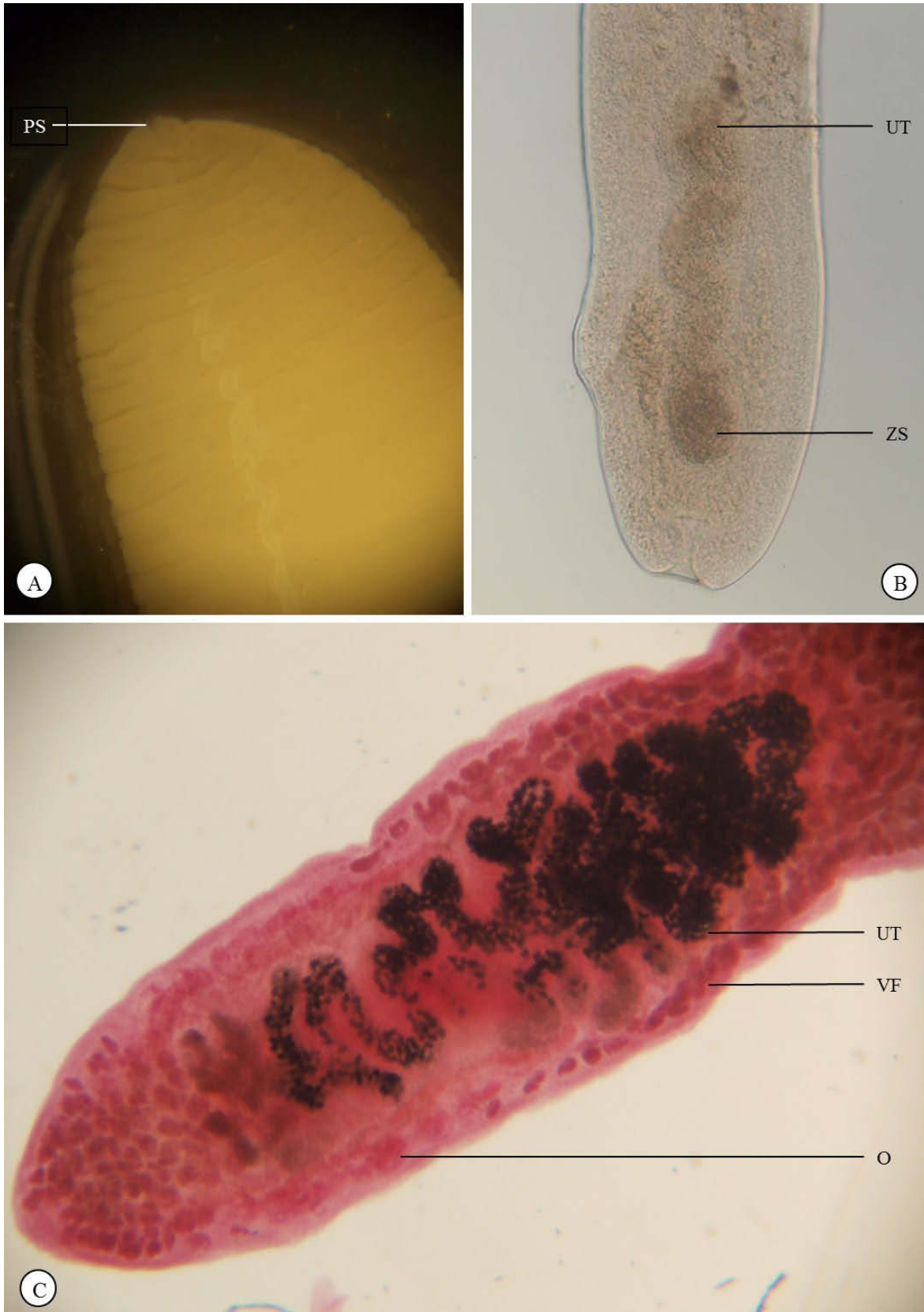
Fototafel 2: In der vorliegenden Arbeit isolierte Digenea: A) *Rhipidocotyle campanula* enzystiert aus *Rutilus rutilus* (Quabbe), B) *Posthodiplostomum cuticola* aus *R. rutilus* (Werse) C) *Sphaerostoma bramae* aus *R. rutilus* (Lippe), D) *Tylodelphys clavata* aus *R. rutilus* (Lippe). BS: Bauchsaugnaf, D: Darm, MS: Mundsaugnaf, P: Pharynx, TH: Tribozytisches Halteorgan, VF: Vitellarfollikel, Z: Zyste.



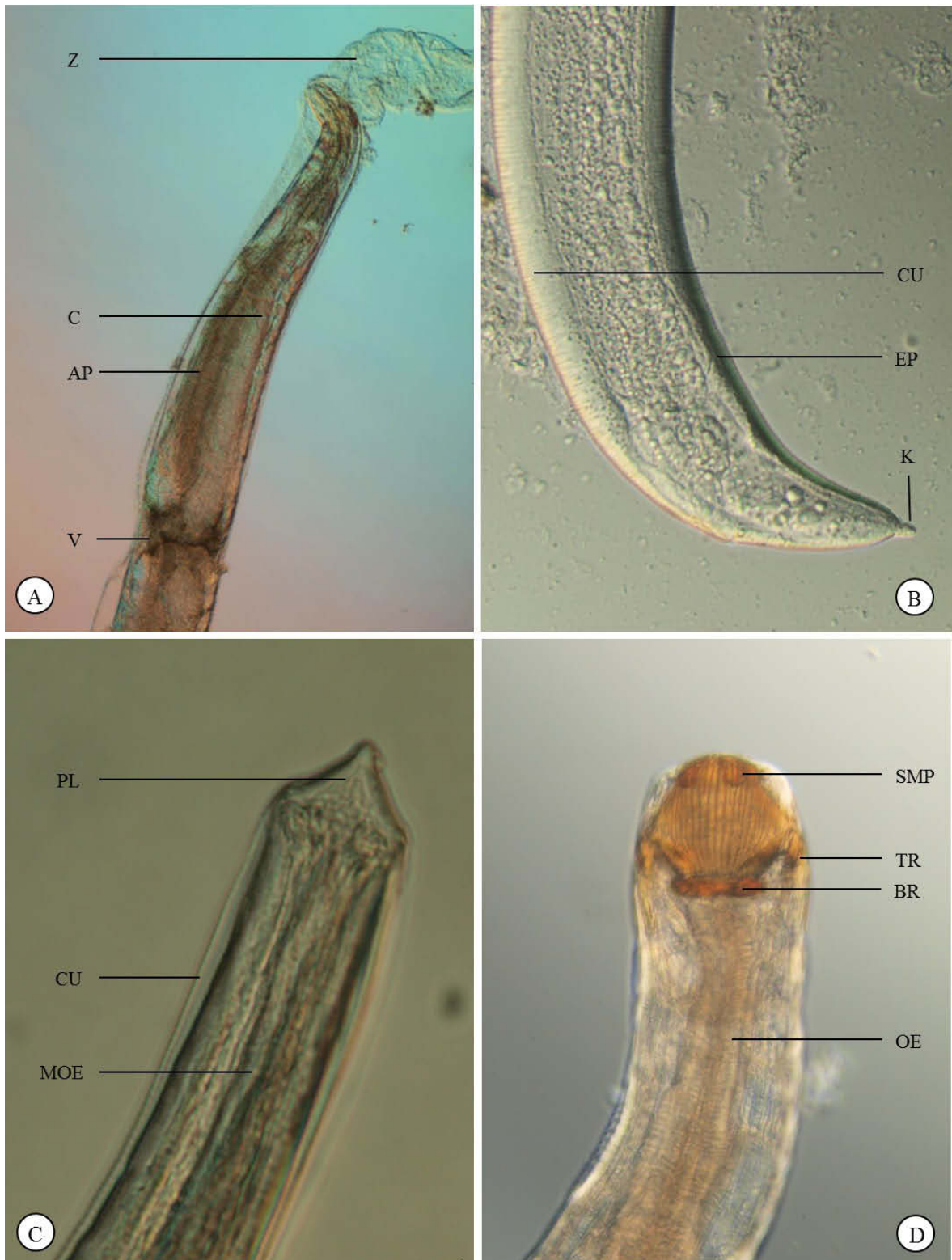
Fototafel 3: In der vorliegenden Arbeit isolierte Digenea: A) *Bunodera luciopercae* aus *Perca fluviatilis* (Lippe), B) *Phyllodistomum elongatum* aus *Rutilus rutilus* (Lippe) C) *Diplostomum spathaceum* aus *R. rutilus* (Lippe). BS: Bauchsaugnapf, MP: Mundpapillen, MS: Mundsaugnapf, P: Pharynx, SG: Sauggrube, T: Testis.



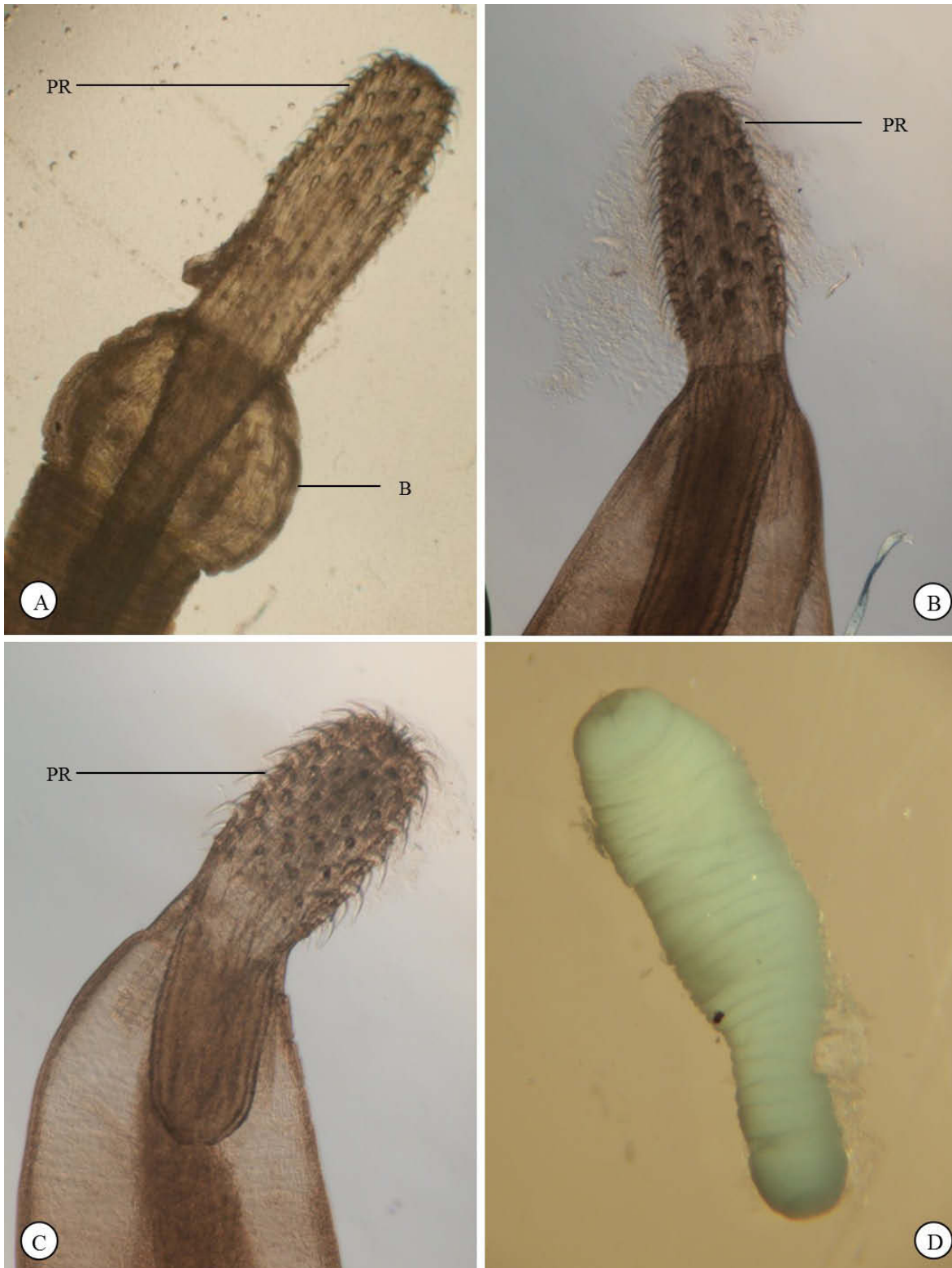
Fototafel 4: In der vorliegenden Arbeit isolierte Monogenea: A) Haftscheibe von *Dactylogyrus sphyrna* aus *Rutilus rutilus* (Lippe), B) *Dactylogyrus* sp. aus *R. rutilus* (Lippe) C) *Paradiplozoon homoion* aus *R. rutilus* (Werse). F: Faltung, HS: Haftscheibe, KZ: Kopfzipfel, MH: Mittelhakenpaar, PO: Pigmentbecherocellen, 7. RH: 7. Randhakenpaar, T: Testis, VF: Vitellarfollikel.



Fototafel 5: In der vorliegenden Arbeit isolierte Cestoda: A) Scolex von *Ligula intestinalis* aus *Rutilus rutilus* (Lippe), B) Hinterleib von *Caryophyllaeus laticeps* aus *R. rutilus* (Werse) C) Hinterleib von *Caryophyllaeides fennica* aus *R. rutilus* (Lippe). O: Ovar, PS: Pseudosegmentierung, UT: Uterus, VF: Vitellarfollikel, ZS: Zirrussack.



Fototafel 6: In der vorliegenden Arbeit isolierte Nematoda: A) Vorderdarmstrukturen von *Contracaecum ovale* aus *Rutilus rutilus* (Lippe), B) Hinterleib von *Paracuararia adunca* aus *R. rutilus* (Lippe) C) Vorderkörper von *Cosmocerphalus obvelatus* aus *R. rutilus* (Lippe), D) Vorderkörper von *Camallanus lacustris* aus *Perca fluviatilis* (Lippe). AP: Appendix, BR: Basalring, C: Caecum, CU: Cuticola, EP: Exkretionsporus, K: Kugel, MOE: Muskulärer Oesophagus, OE: Oesophagus, PL: Pseudolabien, SMP: subapikale Mundpapillen, TR: Trident, V: Ventrikel, Z: Zyste.



Fototafel 6: In der vorliegenden Arbeit isolierte Acanthocephala: A) Proboscis von *Pomphorhynchus laevis* aus *Rutilus rutilus* (Lippe), B) Proboscis von *Acanthocephalus lucii* aus *Perca fluviatilis* (Lippe) C) Proboscis von *Acanthocephalus anguillae* aus *R. rutilus* (Lippe), D) Larve von *Pomphorhynchus* sp. aus *Dikerogammarus villosus* (Lippe). B: Bulbus, PR: Proboscis.



Fototafel 7: Probenahmestellen (PS) im Hauptstrom der Lippe. A-B) PS Wehr Benninghausen, A) Lippe oberhalb des Wehrs, B) Lippe unterhalb des Wehrs; C-D) PS Kessler Mühle, C) das Wehr Kessler Mühle, D) Lippe oberhalb des Wehrs; E-F) PS Wehr Uentrop, E) Lippe oberhalb des Wehrs, F) das Wehr in Hamm Uentrop, G-H) PS Wehr Buddenburg, G) Kühlwassereinleitung unterhalb des Wehrs, H) Lippe unterhalb des Wehrs.



Fototafel 8: Probenahmestellen (PS) in angrenzenden Nebengewässern der Lippe und der Werse. A-B) PS Quabbe, Watbefischung, C-D) PS Deichseitengraben, C) Watbefischung im Deichseitengraben, D) Deichseitengraben im Winter, E-H) Werse.

Anhang IV: Rohdaten der fischereibiologischen und parasitologischen Untersuchungen. Li: Lippe, R. r.: *Rutilus rutilus*, P. f.: *Perca fluviatilis*, W: Welse.

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>T. jadratica</i>	<i>T. pediculus</i>	<i>Dac. sp.</i>	<i>D. paradoxum</i>	<i>C. fennica</i>	<i>C. micropapillatum</i>	<i>C. ovale</i>	<i>C. obvelatus</i>	<i>P. adunca</i>	Acanthidae indet.	Nematoda indet.	<i>P. laevis</i>	<i>E. sieboldi</i>
1	R. r.	Li	AS08	31,2	27,1	475,00	400,00	3,85	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2	R. r.	Li	AS08	7,9	9,8	8,62	7,81	0,11	j	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	R. r.	Li	AS08	14,5	17,2	61,90	53,40	1,19	w	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
4	R. r.	Li	AS08	15,8	19,9	115,00	71,63	1,05	w	0	0	0	0	1	15	0	0	0	0	0	0	0
5	R. r.	Li	AS08	12,9	15,8	47,78	41,83	1,11	w	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
6	R. r.	Li	AS08	12,7	15,8	44,79	39,40	0,82	w	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	1	0
7	R. r.	Li	AS08	12,3	15,0	36,13	32,54	0,45	m	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
8	R. r.	Li	AS08	14,1	17,5	56,70	50,77	0,99	m	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	R. r.	Li	AS08	15,7	19,0	76,81	67,78	1,24	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	R. r.	Li	AS08	8,6	10,7	11,81	10,13	0,18	j	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	R. r.	Li	AS08	11,7	14,2	30,73	27,22	0,52	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	R. r.	Li	AS08	14,4	16,7	64,56	56,87	1,42	w	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
13	R. r.	Li	AS08	11,8	13,2	28,68	25,93	0,35	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	R. r.	Li	AS08	18,9	22,4	147,17	128,96	2,82	w	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
15	R. r.	Li	AS08	12,5	15,4	37,21	32,78	0,63	w	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
16	R. r.	Li	AS08	17,2	22,2	100,07	86,74	1,57	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	R. r.	Li	AS08	16,9	18,0	67,17	56,84	0,53	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
18	R. r.	Li	AS08	14,2	16,8	61,80	55,27	0,69	m	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0
19	R. r.	Li	AS08	16,4	17,7	64,09	56,90	0,98	w	0	0	0	0	0	15	0	0	0	0	0	0	0
20	R. r.	Li	AS08	9,9	11,8	18,54	15,89	0,18	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	R. r.	Li	AS08	14,0	17,3	55,66	49,22	0,77	w	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
22	R. r.	Li	AS08	13,4	16,4	47,65	41,75	0,73	w	0	0	0	0	1	20	0	0	0	0	0	1	0
23	R. r.	Li	AS08	11,9	14,4	35,50	31,20	0,75	m	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
24	R. r.	Li	AS08	11,7	14,1	27,87	24,82	0,49	w	0	0	24	0	0	27	2	0	3	0	0	0	0
25	R. r.	Li	AS08	13,7	16,7	59,77	52,79	0,72	m	0	0	14	0	0	52	0	0	0	0	0	1	0
26	R. r.	Li	AS08	18,3	22,1	131,02	116,49	2,08	m	0	0	11	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
27	R. r.	Li	AS08	12,2	15,2	37,90	33,07	0,57	w	0	0	4	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0
28	R. r.	Li	AS08	16,7	19,9	85,04	74,65	1,31	m	0	0	3	0	1	5	0	0	1	0	0	0	0
29	R. r.	Li	AS08	10,2	12,6	19,16	17,44	0,26	j	0	0	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
30	R. r.	Li	AS08	14,0	17,9	60,32	52,22	1,22	w	0	0	16	1	0	11	0	1	0	0	0	0	0
31	R. r.	Li	AS08	19,1	22,9	141,84	123,76	2,61	w	0	0	6	0	1	71	0	0	0	0	0	0	1
32	R. r.	Li	AS08	12,7	15,6	43,93	38,39	0,84	w	1	0	0	0	0	3	0	0	0	0	1	0	0
33	R. r.	Li	AS08	13,1	16,9	40,67	35,67	0,72	m	1	0	1	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
34	R. r.	Li	AS08	11,7	14,9	28,32	25,45	0,49	j	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
35	R. r.	Li	AS08	8,2	9,2	9,38	8,39	0,16	j	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>T. jadratica</i>	<i>M. rhodei</i>	Myxozoa indet.	<i>R. campanula</i>	<i>S. bramae</i>	<i>D. sphyrna</i>	<i>Dac. sp.</i>	<i>D. paradoxum</i>	<i>C. micropapillatum</i>	<i>P. laevis</i>
1	R. r.	Li	BxS08	9,3	11,2	15,42	13,73	0,13	w	1	0	0	0	0	0	8	0	0	0
2	R. r.	Li	BxS08	10,2	12,6	20,15	18,07	0,23	m	0	0	0	0	2	1	0	0	50	0
3	R. r.	Li	BxS08	10,2	12,2	19,75	17,18	0,25	m	0	0	0	0	0	6	1	8	0	0
4	R. r.	Li	BxS08	10,4	12,7	21,05	18,46	0,31	w	0	0	0	1	0	0	11	0	16	0
5	R. r.	Li	BxS08	10,4	13,1	21,17	18,63	0,32	w	0	78	0	0	0	0	1	0	0	1
6	R. r.	Li	BxS08	8,0	10,1	9,16	8,19	0,10	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	R. r.	Li	BxS08	8,0	10,2	9,24	8,24	0,09	w	3	0	0	0	0	0	1	0	3	0
8	R. r.	Li	BxS08	9,4	11,8	16,02	14,85	0,18	w	0	197	0	0	0	0	9	0	0	0
9	R. r.	Li	BxS08	9,0	11,2	14,25	12,03	0,17	w	0	0	0	0	0	0	7	0	36	0
10	R. r.	Li	BxS08	13,0	15,9	41,48	35,93	0,55	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	R. r.	Li	BxS08	12,4	15,4	40,33	33,96	0,23	j	0	0	293	0	0	0	0	0	0	0
12	R. r.	Li	BxS08	13,6	16,9	53,36	47,36	0,36	w	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0
13	R. r.	Li	BxS08	7,1	9,0	6,82	5,81	0,11	w	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>T. pediculus</i>	<i>M. rhodei</i>	<i>D. spathaceum</i>	<i>R. campanula</i>	<i>T. clavata</i>	<i>Dac. s. sp.</i>	<i>D. spathaceum</i>	<i>C. fennica</i>	<i>C. micropapillatum</i>	<i>P. laevis</i>
1	R. r.	Li	CS08	10,2	12,3	20,10	17,71	0,28	w	0	0	0	0	0	4	0	0	42	0
2	R. r.	Li	CS08	11,0	13,1	29,10	25,27	0,26	m	0	0	0	0	1	1	0	0	41	0

6	P. f.	Li	CS08	14,2	16,3	54,20	50,27	0,57	w	1	4	0	2	0	0	0	0
7	P. f.	Li	CS08	13,3	15,0	45,07	41,77	0,44	w	1	2	0	14	1	5	0	0
8	P. f.	Li	CS08	12,9	14,9	38,24	35,63	0,19	w	0	0	0	1	0	0	0	0
9	P. f.	Li	CS08	10,8	13,2	22,38	20,89	0,12	w	1	0	0	5	1	0	2	2
10	P. f.	Li	CS08	16,2	18,6	75,36	69,93	0,64	w	8	0	0	3	0	0	0	0
11	P. f.	Li	CS08	13,7	16,0	42,54	39,73	0,28	w	3	0	0	17	0	0	1	0
12	P. f.	Li	CS08	11,7	13,0	24,69	22,98	0,13	m	2	2	0	7	2	0	5	3
13	P. f.	Li	CS08	7,7	8,9	7,72	7,06	0,07	w	3	0	0	3	3	11	0	0
14	P. f.	Li	CS08	12,3	14,4	32,93	30,44	0,23	w	2	0	0	18	2	4	1	0
15	P. f.	Li	CS08	10,6	12,4	19,87	18,49	0,16	m	0	1	1	2	2	6	2	1
16	P. f.	Li	CS08	6,3	7,2	3,87	3,42	0,03	m	1	0	2	1	6	0	0	0
17	P. f.	Li	CS08	10,2	11,6	17,78	16,27	0,12	m	0	5	0	2	1	5	0	0
18	P. f.	Li	CS08	12,7		37,32	33,51	0,29	m	0	0	0	3	0	0	0	4
19	P. f.	Li	CS08	11,6	13,1	25,59	23,87	0,15	w	0	0	0	2	0	0	0	1
20	P. f.	Li	CS08	12,4	13,2	23,64	21,82	0,19	m	0	0	0	7	1	0	0	1
21	P. f.	Li	CS08	10,7	12,4	18,81	17,15	0,14	w	0	1	0	2	0	3	0	1
22	P. f.	Li	CS08	16,3	19,0	82,51	76,66	0,16	w	32	0	0	52	0	0	0	0
23	P. f.	Li	CS08	13,6	15,6	47,91	43,54	0,46	w	1	0	0	2	0	0	0	0
24	P. f.	Li	CS08	12,6	15,1	39,58	36,91	0,37	w	1	0	1	2	0	0	0	0
25	P. f.	Li	CS08	13,2	15,4	40,13	36,39	0,35	w	0	0	0	4	0	0	0	0
26	P. f.	Li	CS08	10,9	12,9	20,68	19,38	0,11	w	0	1	0	9	0	0	0	0
27	P. f.	Li	CS08	12,2	14,6	34,10	30,96	0,19	w	0	18	0	3	0	0	0	0
28	P. f.	Li	CS08	12,6	14,5	35,51	33,42	0,27	w	0	0	0	10	0	0	0	2
29	P. f.	Li	CS08	10,9	12,6	20,98	19,31	0,13	w	0	0	0	0	0	3	0	1
30	P. f.	Li	CS08	7,3	8,4	7,27	6,52	0,10	w	0	0	0	1	0	10	2	0
31	P. f.	Li	CS08	11,4	13,6	28,20	26,46	0,15	w	0	0	0	4	0	4	0	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	T. clavata	C. lacustris	P. laevis	Granulom
1	P. f.	Li	DS08	13,9	16,4	57,36	53,36	0,44	m	11	0	0	7
2	P. f.	Li	DS08	7,7	9,2	8,77	7,95	0,09	w	0	0	0	0
3	P. f.	Li	DS08	8,3	9,3	9,43	8,43	0,12	m	0	0	0	0
4	P. f.	Li	DS08	10,6	12,1	22,91	20,51	0,27	w	1	1	0	1
5	P. f.	Li	DS08	15,4	19,2	75,38	69,29	0,68	m	0	0	1	2
6	P. f.	Li	DS08	15,0	17,6	76,72	69,54	0,67	w	4	0	0	0
7	P. f.	Li	DS08	17,2	19,9	104,39	96,72	0,85	m	17	0	0	0
8	P. f.	Li	DS08	19,6	21,1	135,74	125,67	1,01	w	14	0	0	0
9	P. f.	Li	DS08	6,8	8,8	7,50	5,89	0,08	w	0	0	0	0
10	P. f.	Li	DS08	14,9	17,6	68,03	63,26	0,87	m	11	1	1	9
11	P. f.	Li	DS08	13,1	14,6	48,41	41,73	0,45	w	3	1	0	0
12	P. f.	Li	DS08	8,5	12,4	12,98	10,89	0,12	w	2	0	0	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	B. lucioiperca	I. variegatus	T. clavata	T. nodulosus	C. lacustris	A. lucii	Granulom
1	P. f.	Li	ES08	12,3	14,1	31,11	29,01	0,26	w	35	0	13	4	0	0	1
2	P. f.	Li	ES08	22,6	26,2	119,72	110,76	1,61	m	2	2	9	2	5	1	7
3	P. f.	Li	ES08	12,1	13,2	32,46	29,81	0,29	w	0	4	18	2	2	1	3
4	P. f.	Li	ES08	11,9	13,7	30,47	28,49	0,28	w	1	2	32	0	10	1	0
5	P. f.	Li	ES08	19,1	23,1	170,20	159,20	1,18	w	62	6	17	0	99	0	0
6	P. f.	Li	ES08	11,4	13,5	32,89	29,16	0,30	w	2	1	2	4	16	1	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	M. muelleri	B. lucioiperca	T. clavata	T. nodulosus	C. lacustris	A. lucii	P. laevis	Granulom
1	P. f.	Li	FS08	11,2	13,6	27,85	24,94	0,13	m	0	0	0	0	0	0	2	0
2	P. f.	Li	FS08	10,0	12,0	19,96	17,85	0,25	w	0	0	0	0	0	0	7	0
3	P. f.	Li	FS08	9,9	11,2	14,35	13,18	0,12	w	0	117	0	1	1	1	1	1
4	P. f.	Li	FS08	9,4	11,0	17,10	15,03	0,23	w	0	79	0	0	0	1	2	0
5	P. f.	Li	FS08	9,9	11,6	14,98	13,68	0,16	m	0	40	1	0	0	0	0	0
6	P. f.	Li	FS08	12,2	14,4	35,43	31,70	0,33	w	7	11	0	1	0	0	0	0
7	P. f.	Li	FS08	9,2	11,5	16,70	14,87	0,16	m	0	3	0	0	0	0	2	1
8	P. f.	Li	FS08	11,2	13,1	22,51	20,28	0,14	w	0	38	0	0	0	1	3	0
9	P. f.	Li	FS08	11,7	14,0	27,62	25,46	0,24	w	0	3	0	0	0	0	0	0
10	P. f.	Li	FS08	10,7	12,6	21,00	18,74	0,28	w	0	24	2	1	0	0	0	9
11	P. f.	Li	FS08	12,1	13,9	27,82	25,20	0,32	w	0	31	1	0	0	1	0	0
12	P. f.	Li	FS08	10,5	12,2	18,45	16,69	0,22	m	0	14	0	1	0	0	5	2
13	P. f.	Li	FS08	11,6	13,3	25,27	22,32	0,21	w	0	5	0	0	1	0	1	0
14	P. f.	Li	FS08	11,9	13,8	28,63	25,25	0,19	w	0	5	0	0	0	0	1	0
15	P. f.	Li	FS08	8,9	10,9	12,41	11,19	0,10	w	0	36	0	0	0	0	1	0
16	P. f.	Li	FS08	12,6	14,2	32,44	29,78	0,40	m	0	11	0	0	0	0	3	0
17	P. f.	Li	FS08	11,2	13,2	32,94	29,88	0,28	w	0	70	0	0	0	0	1	0
18	P. f.	Li	FS08	11,9	13,9	31,06	28,30	0,37	m	0	3	0	0	0	0	3	2

23	R. r.	Li	CS09	16,9	21,1	125,46	108,73	1,48	m	0	1	0	2	0	0
24	R. r.	Li	CS09	15,2	19,0	89,42	78,74	0,86	m	0	0	0	0	0	0
25	R. r.	Li	CS09	12,1	15,7	45,22	39,15	0,42	m	0	0	0	2	0	1
26	R. r.	Li	CS09	9,7	11,7	18,90	16,73	0,12	m	0	0	0	1	0	0
27	R. r.	Li	CS09	11,3	14,1	34,51	29,27	0,36	w	0	0	0	0	1	0
28	R. r.	Li	CS09	14,3	17,0	59,10	52,04	0,54	m	111	0	0	1	2	0
29	R. r.	Li	CS09	19,9	22,3	224,21	182,18	1,88	m	0	0	0	2	0	0
30	R. r.	Li	CS09	11,0	13,6	33,13	28,77	0,22	m	0	0	0	0	0	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>D. spathaceum</i>	<i>T. clavata</i>	<i>Dac. sp.</i>	<i>D. sphyrna</i>	<i>C. micropapillatum</i>	<i>P. laevis</i>	Acantho. indet.
1	R. r.	Li	DS09	12,6	15,5	42,91	37,86	0,47	m	0	2	0	0	0	0	0
2	R. r.	Li	DS09	13,3	15,5	48,26	42,07	0,63	w	0	3	0	0	0	0	0
3	R. r.	Li	DS09	12,6	15,7	48,00	40,70	0,86	w	0	4	5	0	0	0	0
4	R. r.	Li	DS09	11,9	15,0	39,44	34,95	0,39	m	0	2	0	0	0	0	0
5	R. r.	Li	DS09	12,9	16,0	48,41	41,67	0,91	w	0	1	0	0	0	1	0
6	R. r.	Li	DS09	14,4	18,0	69,03	59,94	0,91	w	0	3	2	0	0	1	0
7	R. r.	Li	DS09	12,3	15,3	40,86	35,95	0,30	w	0	0	0	0	35	0	0
8	R. r.	Li	DS09	7,3	9,3	8,11	6,85	0,05	j	0	0	0	0	0	0	0
9	R. r.	Li	DS09	7,0	8,7	6,32	5,39	0,03	j	0	0	0	0	0	0	0
10	R. r.	Li	DS09	6,3	8,1	5,14	4,49	0,03	j	0	2	0	0	0	0	0
11	R. r.	Li	DS09	13,1	15,1	56,03	49,65	0,54	m	0	0	0	0	0	0	0
12	R. r.	Li	DS09	6,3	8,6	5,46	4,70	0,03	j	0	0	0	0	0	0	0
13	R. r.	Li	DS09	6,0	7,8	4,52	3,97	0,03	j	0	0	0	0	0	0	0
14	R. r.	Li	DS09	12,8	15,5	43,35	37,51	0,54	m	0	0	0	0	0	0	0
15	R. r.	Li	DS09	11,8	14,4	34,12	29,66	0,42	w	0	1	0	0	0	0	0
16	R. r.	Li	DS09	13,1	15,2	52,65	44,45	0,66	w	0	7	0	0	14	0	0
17	R. r.	Li	DS09	14,0	17,3	64,01	56,05	0,47	m	0	3	0	0	0	0	1
18	R. r.	Li	DS09	13,0	15,3	47,99	40,94	0,50	m	0	3	0	1	0	0	0
19	R. r.	Li	DS09	12,1	14,8	39,87	35,44	0,43	m	0	4	0	0	0	0	0
20	R. r.	Li	DS09	13,6	16,8	63,97	54,29	0,75	w	0	3	0	0	0	0	0
21	R. r.	Li	DS09	13,0	16,0	51,50	44,29	0,34	w	1	1	4	0	0	0	1
22	R. r.	Li	DS09	13,6	17,0	64,54	54,46	0,36	w	0	0	0	0	0	0	0
23	R. r.	Li	DS09	12,5	15,7	45,80	39,45	0,46	w	0	2	0	0	0	0	0
24	R. r.	Li	DS09	13,1	15,4	52,45	44,73	0,45	m	0	1	0	0	0	0	0
25	R. r.	Li	DS09	11,7	14,5	37,88	33,49	0,33	m	0	0	0	0	0	1	0
26	R. r.	Li	DS09	12,1	15,1	40,50	35,76	0,27	m	0	1	0	0	0	0	0
27	R. r.	Li	DS09	14,3	18,0	79,86	67,92	0,71	w	0	0	0	0	0	0	0
28	R. r.	Li	DS09	12,7	15,7	43,63	38,22	0,40	w	0	0	0	0	0	0	0
29	R. r.	Li	DS09	10,9	13,1	29,47	26,22	0,29	m	0	5	3	0	0	0	0
30	R. r.	Li	DS09	12,7	15,2	45,44	39,40	0,63	m	0	2	0	0	0	0	0
31	R. r.	Li	DS09	12,1	14,5	42,04	36,96	0,48	m	0	2	0	0	0	0	0
32	R. r.	Li	DS09	14,5	17,7	73,31	63,00	0,89	m	0	4	1	0	0	0	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>M. rhodei</i>	<i>D. spathaceum</i>	<i>R. campanula</i>	<i>T. clavata</i>	<i>Dac. sp.</i>	<i>C. fernica</i>	<i>C. micropapillatum</i>	<i>P. adunca</i>	<i>A. anguillae</i>	Acantho. indet.
1	R. r.	Li	ES09	20,0	24,5	199,01	165,33	3,31	w	0	5	0	22	0	4	0	0	6	0
2	R. r.	Li	ES09	17,4	21,1	129,48	111,41	1,81	w	0	1	0	21	4	0	0	0	0	0
3	R. r.	Li	ES09	18,6	23,1	164,23	142,89	2,12	m	0	0	0	2	10	0	0	0	0	0
4	R. r.	Li	ES09	15,6	19,5	106,01	92,40	0,76	m	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
5	R. r.	Li	ES09	11,2	14,2	34,91	29,72	0,35	w	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
6	R. r.	Li	ES09	11,0	13,5	29,71	25,49	0,39	w	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	R. r.	Li	ES09	12,2	15,0	40,09	34,85	0,63	w	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
8	R. r.	Li	ES09	10,1	12,8	23,91	20,79	0,21	m	47	0	2	0	0	0	0	0	0	0
9	R. r.	Li	ES09	10,2	12,8	25,09	22,01	0,27	m	66	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	R. r.	Li	ES09	13,3	15,5	59,58	50,62	1,03	m	0	3	0	2	5	0	0	0	0	0
11	R. r.	Li	ES09	9,3	11,6	16,60	14,65	0,03	w	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	R. r.	Li	ES09	9,8	12,0	19,94	17,25	0,18	w	2	2	1	3	4	0	0	0	0	0
13	R. r.	Li	ES09	11,2	13,7	33,67	29,43	0,12	m	0	0	1	4	0	0	0	0	0	0
14	R. r.	Li	ES09	10,8	13,5	27,22	23,76	0,25	w	0	0	0	2	4	0	0	0	0	0
15	R. r.	Li	ES09	9,6	12,4	21,11	18,89	0,19	w	15	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	R. r.	Li	ES09	11,1	13,8	32,81	28,28	0,54	w	0	0	0	5	10	0	0	0	0	0
17	R. r.	Li	ES09	10,5	12,6	25,45	22,05	0,33	w	0	0	0	0	2	3	0	0	0	0
18	R. r.	Li	ES09	11,6	14,2	40,53	35,54	0,70	w	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0
19	R. r.	Li	ES09	18,0	21,9	160,59	136,11	3,47	m	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
20	R. r.	Li	ES09	12,0	14,8	41,92	36,30	0,52	w	0	1	0	2	2	0	0	0	0	0
21	R. r.	Li	ES09	11,0	13,3	28,31	24,39	0,27	w	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
22	R. r.	Li	ES09	9,5	11,7	17,23	12,43	0,16	w	0	0	0	0	2	0	0	1	0	0
23	R. r.	Li	ES09	17,4	21,2	145,07	127,04	1,95	w	0	6	0	11	2	0	0	0	0	0
24	R. r.	Li	ES09	11,0	13,5	30,52	26,16	0,35	w	0	0	0	3	0	0	0	0	0	1
25	R. r.	Li	ES09	12,0	16,8	42,86	37,24	0,29	m	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0

24	<i>P. f.</i>	Li	CS09	11,3	13,4	28,34	25,33	0,22	w	0	0	2	4	0	3	3	9	0	1	0	0
25	<i>P. f.</i>	Li	CS09	11,3	13,2	25,96	23,11	0,25	w	0	0	3	1	0	0	0	4	1	0	0	0
26	<i>P. f.</i>	Li	CS09	10,2	12,1	21,14	19,18	0,16	w	0	0	0	1	0	0	1	5	0	0	0	10
27	<i>P. f.</i>	Li	CS09	9,4	10,6	12,63	10,89	0,18	m	0	0	0	3	2	2	0	3	2	0	0	9

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>T. clavata</i>	<i>P. percae</i>	<i>C. lacustris</i>	<i>A. lucii</i>	<i>P. laevis</i>	Granulom
1	<i>P. f.</i>	Li	DS09	13,7	16,0	52,10	47,83	0,42	m	3	0	0	0	0	8
2	<i>P. f.</i>	Li	DS09	10,4	12,0	23,56	21,21	0,20	m	1	0	0	0	0	0
3	<i>P. f.</i>	Li	DS09	18,6	21,0	113,24	106,66	0,63	m	11	0	2	0	1	3
4	<i>P. f.</i>	Li	DS09	8,7	10,2	13,89	12,69	0,12	j	0	0	0	0	0	0
5	<i>P. f.</i>	Li	DS09	15,7	18,2	78,39	71,29	0,74	m	16	0	0	0	0	1
6	<i>P. f.</i>	Li	DS09	17,2	20,4	111,26	101,73	0,92	w	25	0	1	0	0	0
7	<i>P. f.</i>	Li	DS09	9,1	11,0	18,55	16,79	0,14	w	2	0	0	0	0	0
8	<i>P. f.</i>	Li	DS09	17,0	20,0	102,47	94,67	0,86	w	1	0	0	0	0	1
9	<i>P. f.</i>	Li	DS09	15,6	17,6	73,18	66,93	0,55	m	0	0	0	0	0	0
10	<i>P. f.</i>	Li	DS09	9,4	11,3	20,24	17,79	0,20	m	0	0	0	0	0	0
11	<i>P. f.</i>	Li	DS09	17,2	19,0	99,71	92,69	0,78	m	1	0	0	0	0	0
12	<i>P. f.</i>	Li	DS09	15,4	17,8	69,04	62,38	0,40	m	9	1	0	0	1	8
13	<i>P. f.</i>	Li	DS09	15,4	17,4	80,47	70,27	0,69	m	2	0	0	0	0	9
14	<i>P. f.</i>	Li	DS09	17,6	20,4	106,64	101,20	0,37	m	9	0	0	0	0	8
15	<i>P. f.</i>	Li	DS09	11,7	13,1	27,39	25,40	0,19	w	2	0	0	19	0	0
16	<i>P. f.</i>	Li	DS09	15,3	17,8	90,94	82,52	0,89	m	0	0	0	0	0	1
17	<i>P. f.</i>	Li	DS09	15,0	18,0	78,96	71,58	0,58	m	3	0	0	0	0	1
18	<i>P. f.</i>	Li	DS09	13,0	15,1	51,67	45,49	0,40	m	0	0	0	0	1	1
19	<i>P. f.</i>	Li	DS09	21,5	24,4	232,47	209,81	2,35	w	5	0	0	0	0	0
20	<i>P. f.</i>	Li	DS09	18,3	21,0	124,55	113,08	1,26	w	12	0	0	0	0	0
21	<i>P. f.</i>	Li	DS09	16,0	18,2	93,54	83,03	0,81	w	19	0	0	0	1	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>B. lucioperca</i>	<i>I. variegatus</i>	<i>T. clavata</i>	<i>C. lacustris</i>	<i>A. lucii</i>	Granulom
1	<i>P. f.</i>	Li	ES09	16,3	18,6	100,26	92,79	0,77	w	2	1	33	0	1	1
2	<i>P. f.</i>	Li	ES09	7,8	9,2	10,59	9,69	0,05	w	0	2	15	2	1	0
3	<i>P. f.</i>	Li	ES09	7,2	8,3	7,75	6,98	0,08	m	0	0	8	0	0	0

Nr.	Art	GW	PN	SL	TL	FG	SG	LG	G	<i>M. rhodei</i>	<i>M. muelleri</i>	<i>D. spathaceum</i>	<i>P. elongatum</i>	<i>P. cuticola</i>	<i>R. campanula</i>	<i>S. bramae</i>	<i>T. clavata</i>	<i>P. homoton</i>	<i>C. fennica</i>	<i>C. laticeps</i>	<i>L. intestinalis</i>	<i>C. micropapillatum</i>	<i>C. ovale</i>	<i>S. crassicauda</i>	Nematoda 1	Nematoda indet.
1	<i>R. r.</i>	W	S10	9,5	11,9	20,62	18,48	0,25	j	47	0	0	0	0	0	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
2	<i>R. r.</i>	W	S10	9,4	11,6	16,20	14,16	0,31	w	1	4	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
3	<i>R. r.</i>	W	S10	8,0	10,0	11,81	10,38	0,24	j	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	<i>R. r.</i>	W	S10	10,5	12,8	24,16	20,96	0,23	w	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	<i>R. r.</i>	W	S10	9,0	11,6	22,43	19,15	0,34	w	0	0	0	2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	<i>R. r.</i>	W	S10	8,8	11,3	18,57	16,64	0,24	w	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
7	<i>R. r.</i>	W	S10	9,0	11,0	14,93	13,46	0,27	w	0	4	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	0
8	<i>R. r.</i>	W	S10	8,2	10,1	15,44	13,67	0,10	w	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	<i>R. r.</i>	W	S10	9,2	11,2	24,27	20,55	0,20	m	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	<i>R. r.</i>	W	S10	8,5		13,34	9,79	0,96	m	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0
11	<i>R. r.</i>	W	S10	9,4		21,56	18,79	0,23	w	3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	<i>R. r.</i>	W	S10	9,3		20,47	17,71	0,28	m	9	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	<i>R. r.</i>	W	S10	8,6	11,1	14,64	13,18	0,17	j	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0
14	<i>R. r.</i>	W	S10	8,8	10,6	14,81	12,67	0,18	m	47	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
15	<i>R. r.</i>	W	S10	12,3	15,0	46,50	41,54	0,74	m	432	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	26	0
16	<i>R. r.</i>	W	S10	13,6	16,2	65,34	55,65	0,77	w	4	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	<i>R. r.</i>	W	S10	12,3	16,2	53,05	45,71	0,79	w	16	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	7	0
18	<i>R. r.</i>	W	S10	11,8	15,4	53,04	47,16	0,68	m	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0
19	<i>R. r.</i>	W	S10	12,0	14,6	46,50	40,14	0,84	m	267	3	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20	<i>R. r.</i>	W	S10	11,2	13,6	32,98	29,07	0,44	m	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	<i>R. r.</i>	W	S10	11,5	14,1	44,84	37,96	0,48	w	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
22	<i>R. r.</i>	W	S10	10,7	13,0	31,19	27,21	0,31	w	100	0	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
23	<i>R. r.</i>	W	S10	10,9	13,5	35,40	30,53	0,42	w	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
24	<i>R. r.</i>	W	S10	12,1	14,4	42,77	38,43	0,48	w	0	3	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
25	<i>R. r.</i>	W	S10	14,5	18,1	78,09	67,15	1,36	w	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
26	<i>R. r.</i>	W	S10	14,6	17,7	72,04	61,61	0,89	w	106	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	3	0
27	<i>R. r.</i>	W	S10	14,1	17,2	71,10	61,83	0,98	w	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0
28	<i>R. r.</i>	W	S10	13,0	16,5	57,54	49,55	0,81	w	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
29	<i>R. r.</i>	W	S10	13,0	15,7	63,44	53,12	1,48	m	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0

Anhang V: Zusammenfassung der Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* sämtlicher Probenahmen.

Parasitenarten/-taxa	S08					W09	
	A	C	D	E	F	C	E
<i>Chilodonella piscicola</i>				2,9 (15,0/15)			
<i>Trichodina jadranica</i>	8,6 (1,0/1)			65,7 (33,4/1-184)	15,4 (2,0/1-3)		
<i>Trichodina pediculus</i>	2,9 (1,0/1)	2,9 (3,0/3)	5,7 (1,0/1)	17,1 (2,3/1-4)			
<i>Myxidium rhodei</i>		17,1 (50,0/13-100)		28,6 (27,6/1-137)	15,4 (137,5/78-197)	11,8 (28,5/7-68)	
<i>Myxobolus muelleri</i>				2,9 (1,0/1)	7,7 (293,0/293)		3,2 (16,8/1-122)
<i>Myxozoa</i> indet.							
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>				20,0 (1,1/1-2)	7,7 (1,0/1)		25,8 (3,9/1-21)
<i>Dactylogyrus</i> sp.	31,4 (7,6/1-24)	54,3 (2,4/1-6)	31,4 (2,0/1-5)	80,0 (13,0/2-59)	69,2 (5,8/1-11)	29,4 (2,2/1-4)	83,9 (16,8/1-122)
<i>Diplozoon paradoxum</i>	2,9 (1,0/1)				7,7 (1,0/1)	2,9 (1,0/1)	9,7 (1,7/1-3)
<i>Diplostomum spathaceum</i>		5,7 (1,5/1-2)		54,3 (2,4/1-5)		2,9 (1,0/1)	58,1 (2,4/1-6)
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>							3,2 (5,0/5)
<i>Phyllodistomum elongatum</i>						2,9 (94,0/94)	9,7 (9,3/2-15)
<i>Rhipidocotyle campanula</i>		5,7 (1,0/1)		34,3 (1,2/1-3)	7,7 (1,0/1)	8,8 (1,0/1)	54,8 (1,8/1-4)
<i>Sphaerostoma bramae</i>					7,7 (2,0/2)	8,8 (1,3/1-2)	25,8 (1,7/1-2)
<i>Tylodelphys clavata</i>		31,4 (4,8/1-23)	60,0 (3,3/1-16)	54,3 (2,4/1-5)		14,7 (1,0/1)	80,7 (5,2/1-20)
<i>Digenea</i> indet.						5,9 (1,0/1)	
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	20,0 (1,0/1)	2,9 (1,0/1)	2,9 (2,0/2)	5,7 (1,5/1-2)			9,7 (1,0/1)
<i>Ligula intestinalis</i>			2,9 (1,0/1)				
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	51,4 (13,3/1-71)	71,4 (17,6/1-92)	28,6 (4,8/1-13)	14,3 (1,4/1-2)	38,5 (23,6/3-50)	11,8 (35,8/1-79)	22,6 (2,9/1,8)
<i>Contracaecum ovale</i>	2,9 (3,0/1-2)					2,9 (38,0/38)	
<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	5,7 (1,0/1)						
<i>Paracuaria adunca</i>	8,6 (1,7/1-3)						
Acuariidae indet.	2,9 (1,0/1)						
Nematoda indet.	2,9 (1,0/1)						
<i>Acanthocephalus anguillae</i>				8,6 (1,3/1-3)		11,8 (5,0/1-12)	3,2 (1,0/1)
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	11,4 (1,0/1)	5,7 (1,0/1)	17,1 (2,2/1-6)		7,7 (1,0/1)		
<i>Ergasilus sieboldi</i>	5,7 (1,0/1)					14,7 (2,0/1-5)	12,9 (1,0/1)
Unioidea indet.				14,3 (2,6/1-6)			

Parasitenarten/-taxa	S09					S10
	A	B	C	D	E	H
<i>Trichodina jadratica</i>	2,9 (1,0/1)				65,7 (24,4/1,112)	
<i>Trichodina pediculus</i>			10,0 (1,3/1-2)		11,4 (2,3/1-4)	
<i>Myxidium rhodei</i>	8,6 (132,7/1-362)		6,7 (65,5/20-111)		20,0 (22,1/2-66)	40,5 (77,8/1-423)
<i>Myxobolus muelleri</i>	5,7 (10,0/3-17)					26,2 (6,5/1-35)
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>	8,6 (1,3 (1-2)			3,1 (1,0/1)		
<i>Dactylogyrus</i> sp.	40,0 (11,5/1-56)		10,0 (1,3/1-2)	15,6 (3,0/1-5)	62,9 (4,6/1-11)	
<i>Diplozoon paradoxum</i>	17,1 (1,871-5)					14,3 (2,5/1-6)
<i>Paradiplozoon homoion</i>						
<i>Diplostomum spathaceum</i>	14,3 (2,271-5)		3,3 (1,3/1-2)	3,1 (1,0/1)	25,7 (2,8/1-6)	14,3 (1,3/1-2)
<i>Phyllodistomum elongatum</i>						2,4 (1,0/1)
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>						4,8 (1,0/1)
<i>Rhipidocotyle campanula</i>			3,3 (1,0/1)		11,4 (1,3/1-2)	38,1 (1,5/1-3)
<i>Sphaerostoma bramae</i>	8,6 (2,7/1-6)					11,9 (1,8/1-3)
<i>Tylodelphys clavata</i>	22,9 (2,1/1-6)		40,0 (1,5/1-2)	65,5 (2,7/1-7)	45,7 (6,5/1-22)	4,8 (1,0/1)
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	11,4 (1,3/1-4)				14,3 (2,6/1-4)	4,8 (1,0/1)
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>						2,4 (1,0/1)
Caryophyllidae indet.	2,9 (1,0/1)					
<i>Ligula intestinalis</i>						2,4 (1,0/1)
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	2,9 (1,0/1)	50,0 (1,0/1)		6,3 (24,5/14-35)	2,9 (1,0/1)	19,0 (6,5/1-26)
<i>Contracaecum ovale</i>						2,4 (1,0/1)
<i>Paracuaria adunca</i>					5,7 (1,0/1)	
<i>Streptocara crassicauda</i>						2,4 (1,0/1)
Nematoda sp. 1						2,4 (2,0/2)
Nematoda indet.						4,8 (1,0/1)
<i>Acanthocephalus anguillae</i>					2,9 (6,0/6)	
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	22,9 (1,6/1-4)		20,0 (1,3/1-3)	9,4 (1,0/1)		
<i>Acanthocephala</i> indet.				6,3 (1,0/1)	2,9 (1,0/1)	
<i>Ergasilus sieboldi</i>	5,7 (1,0/1)					

Vergleich der Parasitierung und des Ekto-/Endoparasiten-Verhältnisses von vier Größenklassen der untersuchten *Rutilus rutilus* aus der Werse (S10H). Angegeben: Prävalenz (mittlere Intensität/Intensität).

Parasitenarten/-taxa	S10H			
	8 - 10 cm	10 - 12 cm	12 - 14 cm	> 14 cm
<i>Myxidium rhodei</i>	53,8 (18,6/1-47)	28,6 (183,5/100-267)	50,0 (93,6/1-432)	25,0 (119,0/26-225)
<i>Myxobolus muelleri</i>	23,1 (3,0/1-4)	28,6 (2,0/1-3)	30,0 (14,0/3-35)	25,0 (5,7/1-15)
<i>Paradiplozoon homoion</i>		14,3 (6,0/6)	20,0 (3,0/1-5)	25,0 (1,0/1)
<i>Diplostomum spathaceum</i>	15,4 (2,0/2)		10,0 (1,0/1)	25,0 (1,0/1)
<i>Phyllodistomum elongatum</i>				8,3 (1,0/1)
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		14,3 (1,0/1)		8,3 (1,0/1)
<i>Rhipidocotyle campanula</i>	61,5 (1,6/1-3)	28,6 (1,0/1)	20,0 (1,0/1)	33,3 (1,8/1-3)
<i>Sphaerostoma bramae</i>	7,7 (1,0/1)	28,6 (2,5/2-3)	20,0 (1,5/1-2)	
<i>Tylodelphys clavata</i>				16,7 (1,0/1)
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	7,7 (1,0/1)		10,0 (1,0/1)	
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>				8,3 (1,0/1)
<i>Ligula intestinalis</i>	7,7 (1,0/1)			
<i>Contracaecum ovale</i>	7,7 (1,0/1)			
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	15,4 (3,0/2-6)	14,3 (7,0/7)	30,0 (11,3/1-26)	16,7 (2,5/2-3)
<i>Streptocara crassicauda</i>				8,3 (1,0/1)
Nematoda sp.1				8,3 (2,0/2)
Ektoparasiten	0	1	1	1
Endoparasiten	9	6	7	11
Verhältnis	-	0,17	0,14	0,09

Anhang VI: Zusammenfassung der Parasitenfauna von *Perca fluviatilis* sämtlicher Probenahmen.

Parasitenarten/-taxa	S08				
	A	C	D	E	F
<i>Myxobolus muelleri</i>					5,6 (7,0/7)
<i>Bunodera luciopercae</i>	33,3 (2,9/1-9)	45,2 (3,8/1-32)		83,3 (20,4/1-62)	88,9 (30,6/3-117)
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				83,3 (3,0/1-6)	
<i>Tylodelphys clavata</i>	66,7 (5,6/1-25)	38,7 (3,8/1-18)	66,7 (7,9/1-17)	100,0 (15,2/2-32)	16,7 (1,3/1-2)
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	4,8 (1,0/1)				
<i>Triaenophorus nodulosus</i>	4,8 (1,0/1)	12,9 (1,3/1-2)		66,7 (3,0/2-4)	22,2 (1,0/1)
<i>Camallanus lacustris</i>	23,8 (1,0/1)	96,8 (7,1/1-52)	25,0 (1,0/1)	83,3 (26,4/2-99)	11,1 (1,0/1)
<i>Acanthocephalus anguillae</i>	4,8 (1,0/1)	25,8 (1,6/1-3)			
<i>Acanthocephalus lucii</i>	38,1 (1,0/1)	45,2 (5,2/1-11)		66,7 (1,0/1)	22,2 (1,0/1)
<i>Acanthocephalus</i> sp.		16,1 (2,6/1-5)			
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	14,3 (1,0/1)		16,7 (1,0/1)		72,2 (2,5/1-7)
Granulome		35,5 (2,3/1-7)	33,3 (4,9/1-9)	60,0 (3,7/1-7)	27,8 (3,0/1-9)

Parasitenarten/-taxa	S09				
	A	B	C	D	E
<i>Hemeguya</i> sp.	5,9 (3,0/3)	10,0 (12,0/12)			
<i>Bunodera luciopercae</i>	17,6 (10,7/1-30)	10,0 (6,0/6)	18,5 (2,6/1-4)		33,3 (2,0/2)
<i>Diplostomum spathaceum</i>		10,0 (1,0/1)	3,7 (2,0/2)		
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	5,9 (1,0/1)	20,0 (2,0/1-3)	25,9 (3,9/1-7)		66,7 (1,5/1-2)
<i>Sphaerostoma bramae</i>	5,9 (1,0/1)	30,0 (5,0/3-9)			
<i>Tylodelphys clavata</i>	52,9 (5,9/1-23)	20,0 (7,0/1-19)	59,3 (3,1/1-10)	71,4 (8,1/1-25)	100,0 (18,7/8-33)
<i>Paradilepis scolecina</i>	11,8 (1,5/1-2)				
<i>Proteocephalus percae</i>	11,8 (1,5/1-2)	20,0 (1,5/1-2)		4,8 (1,0/1)	
<i>Triaenophorus nodulosus</i>	41,2 (2,6/1-8)	50,0 (2,2/1-4)	18,5 (2,4/1-5)		
<i>Camallanus lacustris</i>	11,8 (1,0/1)	10,0 (1,0/1)	74,1 (3,0/1-9)	9,5 (1,5/1-2)	33,3 (2,0/2)
<i>Acanthocephalus anguillae</i>			11,1 (1,7/1-3)		
<i>Acanthocephalus lucii</i>	5,9 (10,0/10)	20,0 (3,5/2-4)	92,6 (10,4/1-61)	4,8 (19,0/19)	66,7 (1,0/1)
<i>Acanthocephalus</i> sp.			22,2 (1,3/1-2)		
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	23,5 (2,0/1-3)	50,0 (2,4/1-3)	14,8 (6,0/1-12)	19,1 (1,0/1)	
<i>Acanthocephala</i> indet.		10,0 (1,0/1)	7,4 (1,0/1)		
Granulome	5,9 (13,0/13)	40,0 (3,3/1-8)	40,7 (6,9/2-15)	47,6 (4,1/1-9)	33,3 (1,0/1)

Anhang VII: Statistische Analysen

Rutilus rutilus aus dem Sommer 2008 sämtlicher Probestellen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot

Groups Lippe A & Lippe C

Average dissimilarity = 77,86

Species	Group Lippe A		Group Lippe C		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>C. micropapillatum</i>	0,83	1,28	26,20	1,03	33,65	33,65	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,48	0,65	16,97	0,83	21,80	55,45	
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,00	0,41	8,14	0,61	10,46	65,91	

Groups Lippe A & Lippe D

Average dissimilarity = 89,02

Species	Group Lippe A		Group Lippe D		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,00	0,75	23,04	0,90	25,88	25,88	
<i>C. micropapillatum</i>	0,83	0,40	22,36	0,96	25,12	51,00	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,48	0,36	15,80	0,78	17,74	68,75	

Groups Lippe C & Lippe D

Average dissimilarity = 77,29

Species	Group Lippe C		Group Lippe D		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>C. micropapillatum</i>	1,28	0,40	26,01	1,10	33,66	33,66	
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,41	0,75	16,70	1,00	21,60	55,26	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,65	0,36	15,55	0,83	20,12	75,38	

Groups Lippe A & DSG E

Average dissimilarity = 90,30

Species	Group Lippe A		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,00	1,46	18,44	2,24	20,42	20,42	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,48	1,39	14,78	1,30	16,37	36,79	
<i>T. jadranica</i>	0,09	1,31	14,14	1,11	15,66	52,45	

Groups Lippe C & DSG E

Average dissimilarity = 77,21

Species	Group Lippe C		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,41	1,46	12,90	1,59	16,70	16,70	
<i>C. micropapillatum</i>	1,28	0,15	12,72	1,26	16,48	33,18	
<i>T. jadranica</i>	0,00	1,31	12,71	1,14	16,47	49,65	

Groups Lippe D & DSG E

Average dissimilarity = 76,68

Species	Group Lippe D		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,36	1,39	14,65	1,39	19,11	19,11	
<i>T. jadranica</i>	0,00	1,31	14,41	1,13	18,79	37,90	
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,75	1,46	11,38	1,13	14,85	52,75	

Groups Lippe A & Quabbe F

Average dissimilarity = 83,20

Species	Group Lippe A		Group Quabbe F		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,48	1,02	23,08	0,97	27,74	27,74	
<i>C. micropapillatum</i>	0,83	0,79	21,29	1,01	25,59	53,34	
<i>Myxidium rhodei</i>	0,00	0,52	7,83	0,42	9,41	62,74	

Groups Lippe C & Quabbe F

Average dissimilarity = 73,40

Species	Group Lippe C		Group Quabbe F		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>C. micropapillatum</i>	1,28	0,79	22,11	1,03	30,12	30,12	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,65	1,02	15,98	0,88	21,77	51,89	
<i>Myxidium rhodei</i>	0,43	0,52	11,28	0,58	15,37	67,27	

Groups Lippe D & Quabbe F

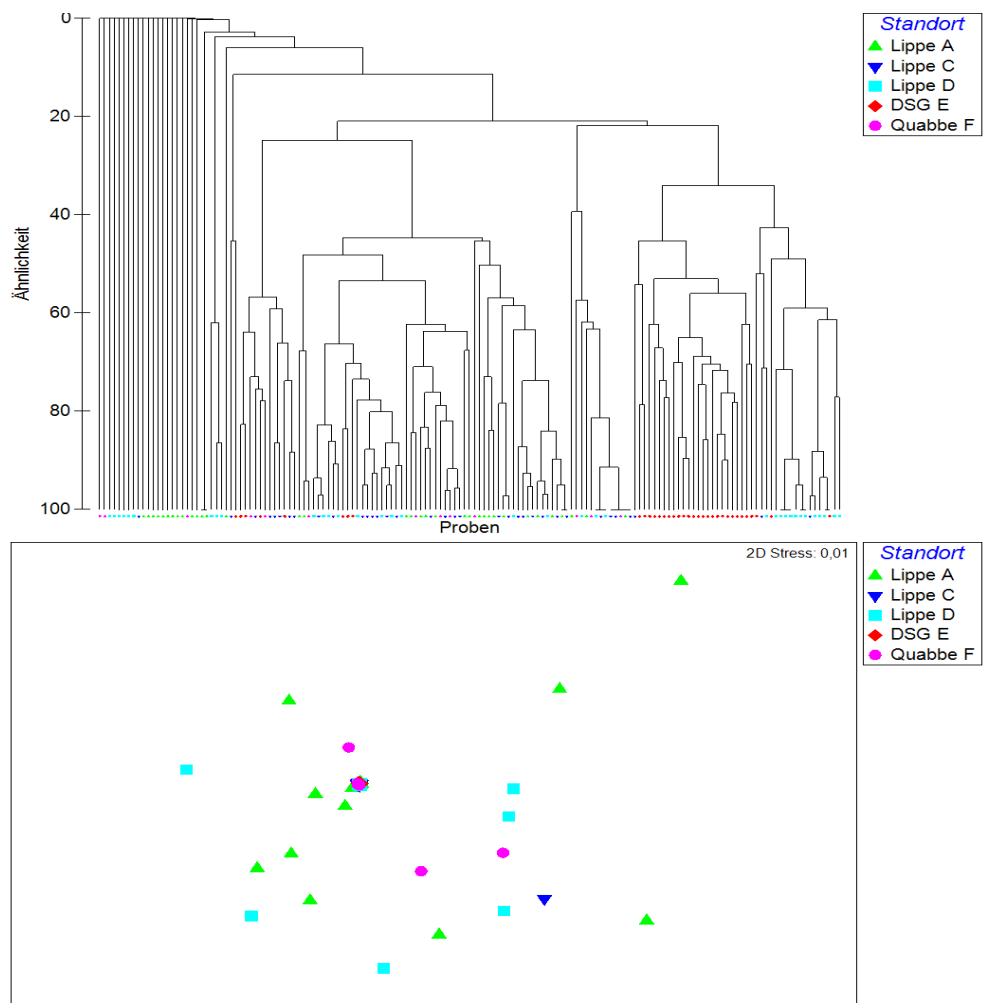
Average dissimilarity = 87,03

Species	Group Lippe D		Group Quabbe F		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Av.Diss			
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,36	1,02	21,90	0,98	25,17	25,17	
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,75	0,00	17,34	0,84	19,93	45,09	
<i>C. micropapillatum</i>	0,40	0,79	16,98	0,90	19,51	64,61	

Groups DSG E & Quabbe F

Average dissimilarity = 79,31

Species	Group Lippe D		Group Quabbe F		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Av.Diss			
<i>Tylodelphys clavata</i>	1,46	0,00	16,02	2,24	20,20	20,20	
<i>T. jadranica</i>	1,31	0,18	12,36	1,12	15,59	35,79	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	1,39	1,02	9,94	1,03	12,54	48,33	

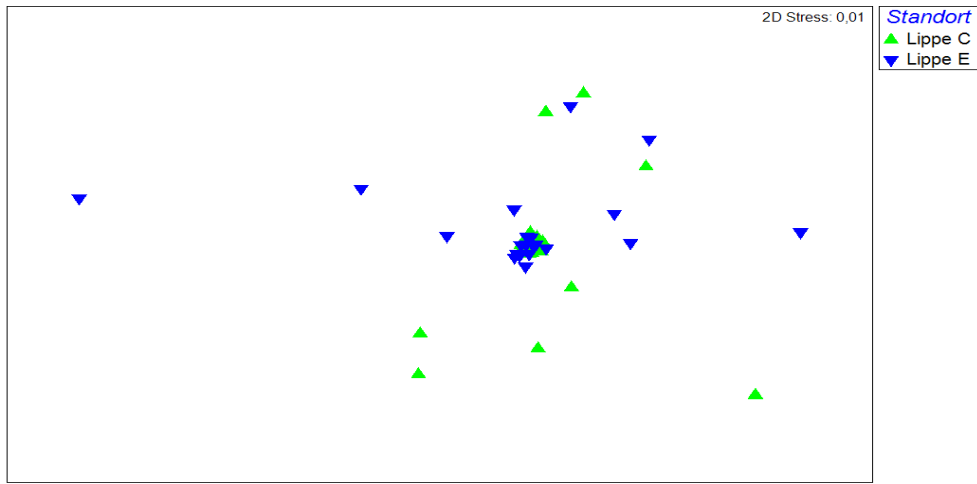
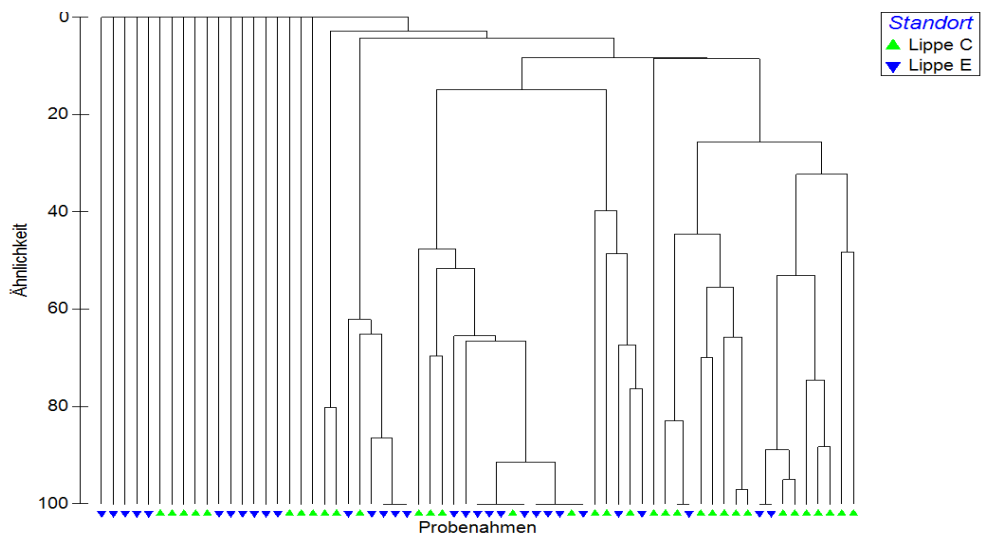


***Rutilus rutilus* aus dem Winter 2009 sämtlicher Probestellen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups Lippe C & Lippe E

Average dissimilarity = 91,87

Species	Group Lippe C		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Av.Diss			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,27	0,42	21,05	0,72	22,91	22,91	
<i>D. spathaceum</i>	0,65	0,10	19,13	0,78	20,83	43,74	
<i>C. fennica</i>	0,23	0,03	9,32	0,45	10,15	53,88	



Rutilus rutilus aus dem Sommer 2009 sämtlicher Probestellen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot

Groups Lippe A & Lippe C
Average dissimilarity = 92,26

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group Lippe C Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,27	0,44	21,41	0,73	23,21	23,21
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,63	0,11	18,82	0,77	20,40	43,61
<i>P. laevis</i>	0,25	0,00	9,91	0,46	10,74	54,35

Groups Lippe A & Lippe D
Average dissimilarity = 88,16

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group Lippe D Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,27	0,82	28,51	0,96	32,34	32,34
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,63	0,20	17,14	0,81	19,44	51,78
<i>P. laevis</i>	0,25	0,09	10,74	0,50	12,19	63,97

Groups Lippe C & Lippe D
Average dissimilarity = 78,93

Species	Group Lippe C Av.Abund	Group Lippe D Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,44	0,82	40,81	1,07	51,70	51,70
<i>C. micropapillatum</i>	0,21	0,14	14,33	0,53	18,16	69,86
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,11	0,20	9,78	0,49	12,39	82,25

Groups Lippe A & DSG E
Average dissimilarity = 83,23

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group DSG E Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,63	0,87	21,69	0,95	26,06	26,06

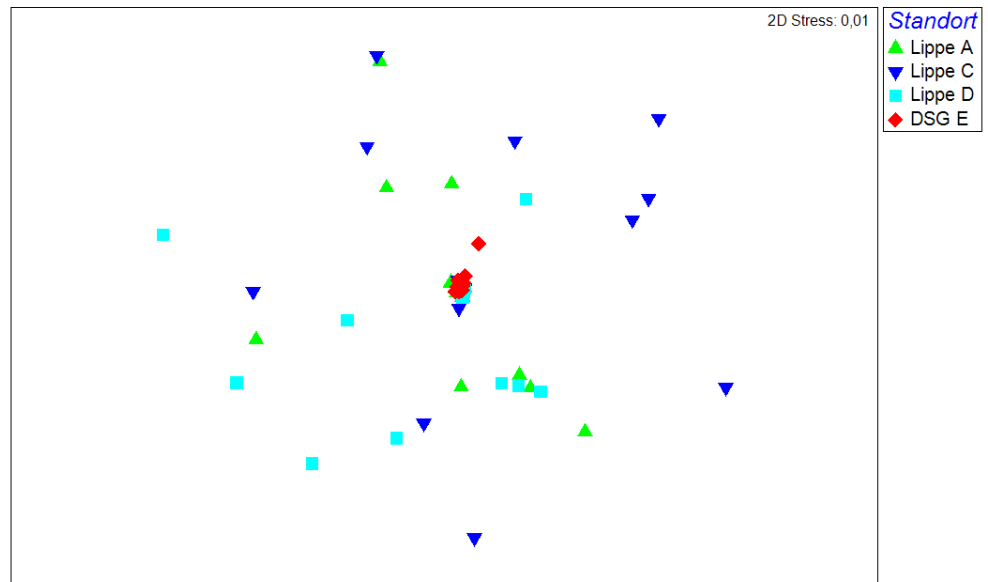
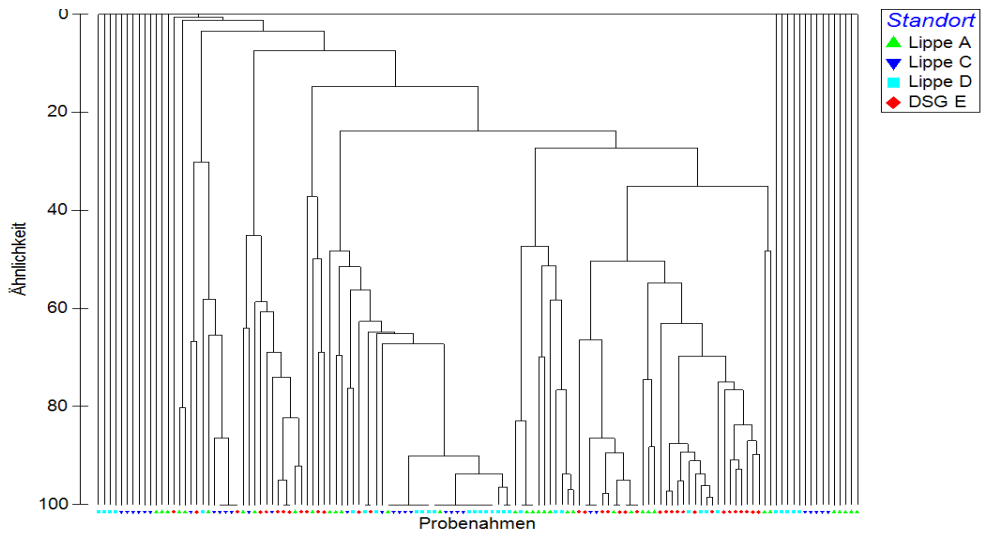
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,27	0,70	14,65	0,92	17,60	43,66
<i>Myxidium rhodei</i>	0,22	0,39	12,07	0,52	14,51	58,17

Groups Lippe C & DSG E
Average dissimilarity = 87,03

Species	Group Lippe C Av.Abund	Group DSG E Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,11	0,87	26,72	0,98	30,71	30,71
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,44	0,70	19,18	1,02	22,04	52,75
<i>Myxidium rhodei</i>	0,18	0,39	13,85	0,51	15,91	68,66

Groups Lippe D & DSG E
Average dissimilarity = 81,44

Species	Group Lippe D Av.Abund	Group DSG E Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,20	0,87	24,18	0,95	29,69	29,69
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,82	0,70	20,66	1,10	25,37	55,06
<i>Myxidium rhodei</i>	0,00	0,39	10,88	0,44	13,36	68,42



***Perca fluviatilis* aus dem Sommer 2008 sämtlicher Probestellen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups Lippe A & Lippe C
Average dissimilarity = 76,84

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group Lippe C Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Camallanus lacustris</i>	0,24	1,43	22,48	1,38	29,26	29,26
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,95	0,50	13,91	1,07	18,11	47,37
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,38	0,66	11,07	0,97	14,41	61,78

Groups Lippe A & Lippe D

Average dissimilarity = 74,41

Species	Group Lippe A		Group Lippe D		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,95	1,04	28,49	0,94	38,29	38,29	
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,40	0,00	9,87	0,59	13,26	51,55	
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,38	0,00	9,51	0,62	12,78	64,33	

Groups Lippe C & Lippe D

Average dissimilarity = 81,45

Species	Group Lippe C		Group Lippe D		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Camallanus lacustris</i>	1,43	0,25	23,94	1,37	29,39	29,39	
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,50	1,04	16,35	1,08	20,07	49,46	
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,66	0,00	10,27	0,80	12,61	62,07	

Groups Lippe A & DSG E

Average dissimilarity = 69,60

Species	Group Lippe A		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Camallanus lacustris</i>	0,24	1,60	13,93	1,55	20,02	20,02	
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,40	1,44	12,24	1,26	17,59	37,61	
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,95	1,88	10,84	1,21	15,58	53,19	

Groups Lippe C & DSG E

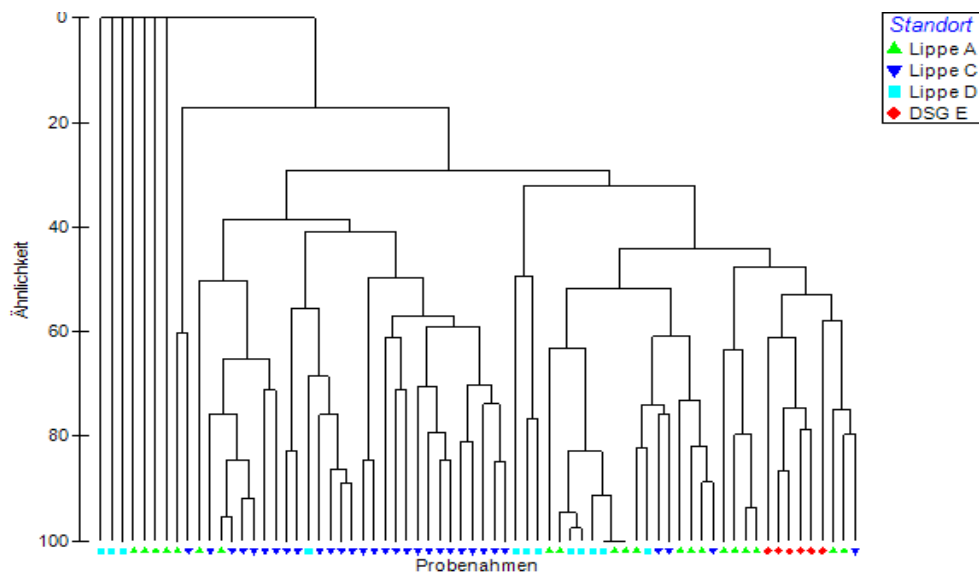
Average dissimilarity = 59,13

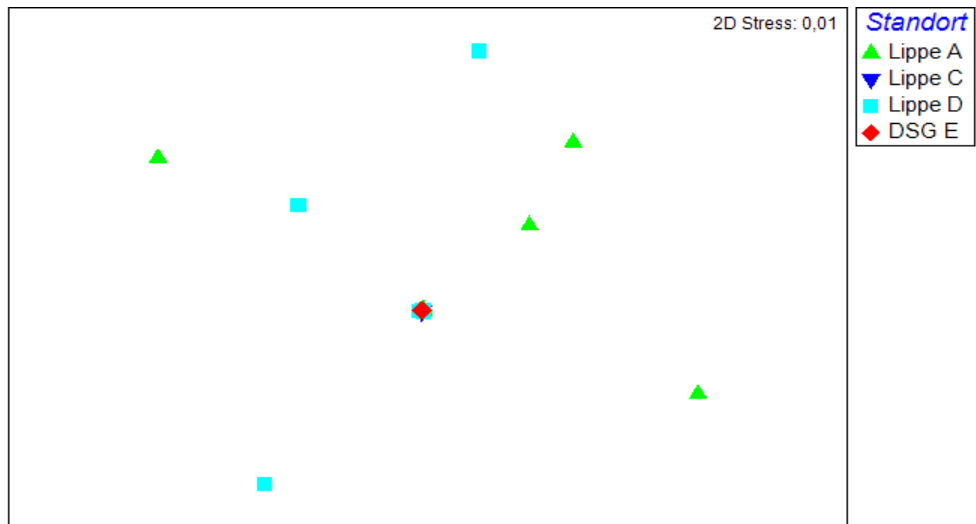
Species	Group Lippe C		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,50	1,88	12,08	1,76	20,42	20,42	
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,57	1,44	9,57	1,23	16,18	36,61	
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	0,00	1,06	8,52	2,02	14,42	51,02	

Groups Lippe D & DSG E

Average dissimilarity = 74,46

Species	Group Lippe D		Group DSG E		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD			
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,00	1,44	14,68	1,46	19,71	19,71	
<i>Camallanus lacustris</i>	0,25	1,60	14,35	1,54	19,28	38,99	
<i>Tylodelphys clavata</i>	1,04	1,88	10,53	1,11	14,14	53,13	





Perca fluviatilis aus dem Sommer 2009 sämtlicher Probestellen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot

Groups Lippe A & Lippe B
Average dissimilarity = 83,41

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group Lippe B Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,74	0,41	12,03	0,89	14,43	14,43
<i>P. laevis</i>	0,28	0,70	11,22	0,88	13,45	27,87
<i>T. nodulosus</i>	0,57	0,58	11,04	0,89	13,24	41,11

Groups Lippe A & Lippe C
Average dissimilarity = 79,50

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group Lippe C Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,39	1,55	17,90	1,21	22,51	22,51
<i>Camallanus lacustris</i>	0,12	0,93	11,97	1,14	15,05	37,56
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,74	0,74	9,89	1,07	12,44	50,00

Groups Lippe B & Lippe C
Average dissimilarity = 82,58

Species	Group Lippe B Av.Abund	Group Lippe C Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,27	1,55	16,62	1,42	20,12	20,12
<i>Camallanus lacustris</i>	0,10	0,93	10,46	1,19	12,67	32,79
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,41	0,74	8,09	0,95	9,80	52,93

Groups Lippe A & Lippe D
Average dissimilarity = 80,93

Species	Group Lippe A Av.Abund	Group Lippe D Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,74	1,15	25,14	0,93	31,06	31,06
<i>T. nodulosus</i>	0,57	0,00	9,20	0,87	11,37	60,01
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,39	0,10	8,03	0,67	9,92	69,93

Groups Lippe B & Lippe D
Average dissimilarity = 84,67

Species	Group Lippe B Av.Abund	Group Lippe D Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,41	1,15	20,21	1,03	23,87	23,87
<i>T. nodulosus</i>	0,70	0,19	11,50	0,93	13,58	52,83
<i>P. laevis</i>	0,58	0,00	9,65	0,83	11,39	64,23

Groups Lippe C & Lippe D
Average dissimilarity = 78,64

Species	Group Lippe C Av.Abund	Group Lippe D Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Acanthocephalus lucii</i>	1,55	0,10	21,78	1,81	27,70	27,70
<i>Camallanus lacustris</i>	0,93	0,10	12,61	1,24	16,04	43,74
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,74	0,15	12,61	1,08	15,83	59,57

Groups Lippe A & DSG E

Average dissimilarity = 73,91

Species	Group Lippe A	Group DSG E				
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,74	2,02	24,97	0,96	33,79	33,79
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	0,06	0,73	8,82	1,20	11,94	45,72
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,39	0,67	8,20	1,07	11,10	56,82

Groups Lippe B & DSG E

Average dissimilarity = 85,08

Species	Group Lippe B	Group DSG E				
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,41	2,02	24,77	1,32	29,11	29,11
<i>P. laevis</i>	0,70	0,00	8,19	0,98	9,63	38,74
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	0,23	0,73	7,79	1,16	9,16	47,90

Groups Lippe C & DSG E

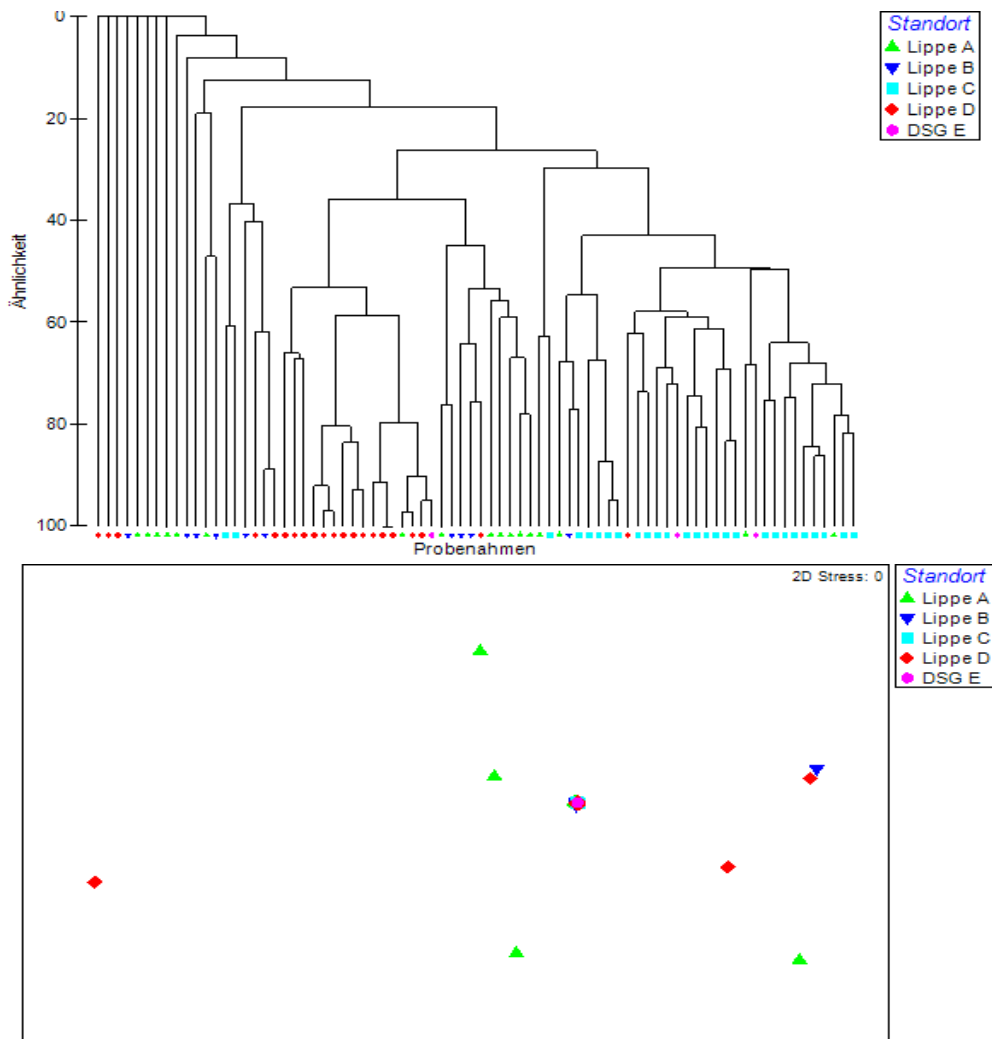
Average dissimilarity = 63,05

Species	Group Lippe C	Group DSG E				
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,74	2,02	14,86	1,31	23,57	23,57
<i>Acanthocephalus lucii</i>	1,55	0,67	11,64	1,18	18,46	42,03
<i>Camallanus lacustris</i>	0,93	0,40	8,53	1,09	13,53	55,56

Groups Lippe D & DSG E

Average dissimilarity = 60,66

Species	Group Lippe A	Group DSG E				
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	1,15	2,02	18,75	0,84	30,90	30,90
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	0,00	0,73	9,35	1,28	15,41	62,34
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,10	0,67	9,18	1,21	15,13	77,47

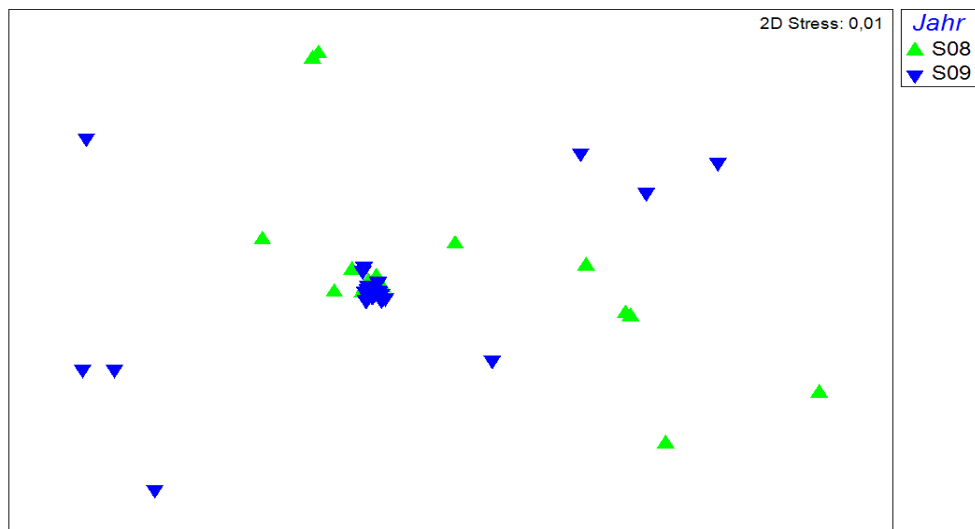
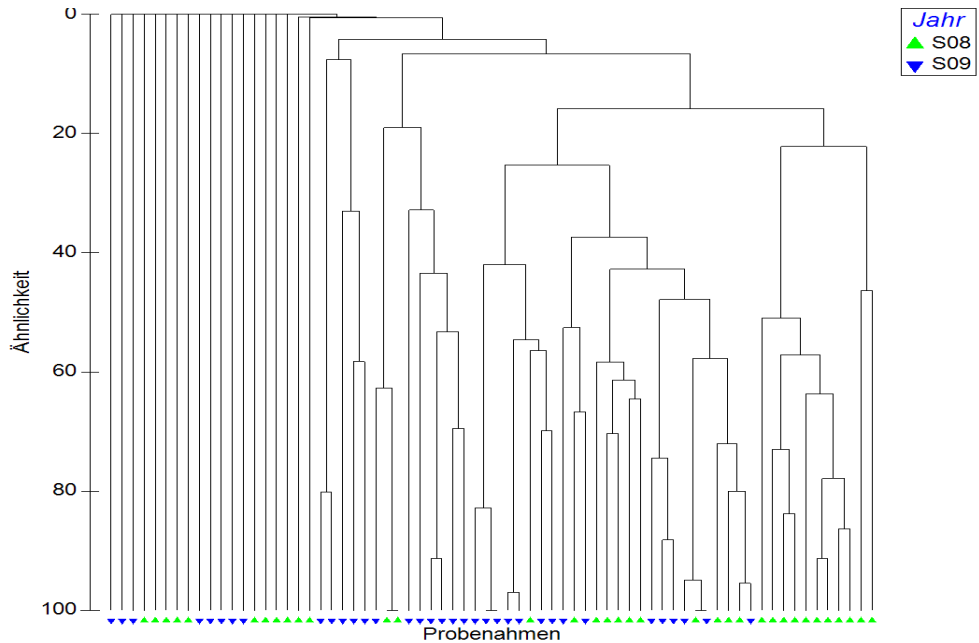


***Rutilus rutilus* von Probestelle A (Wehr Benninghausen) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 92,80

Species	Group S08 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>C. micropapillatum</i>	0,83	0,03	19,17	0,86	20,66	20,66
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,48	0,63	18,27	0,86	19,69	40,34
<i>P. laevis</i>	0,11	0,25	9,08	0,49	9,78	50,13



***Rutilus rutilus* von Probestelle C (Wehr Uentrop) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & W09

Average dissimilarity = 86,57

Species	Group S08 Av.Abund	Group W09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>C. micropapillatum</i>	1,28	0,35	15,87	0,83	32,27	32,27
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,65	0,25	10,75	0,54	18,33	50,60
<i>Myxidium rhodei</i>	0,43	0,15	9,66	0,70	12,14	63,02

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 91,14

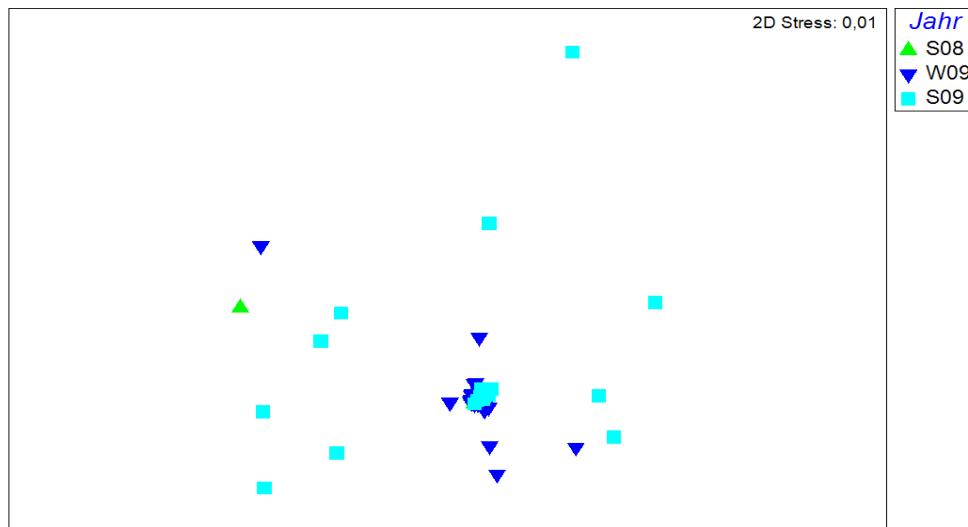
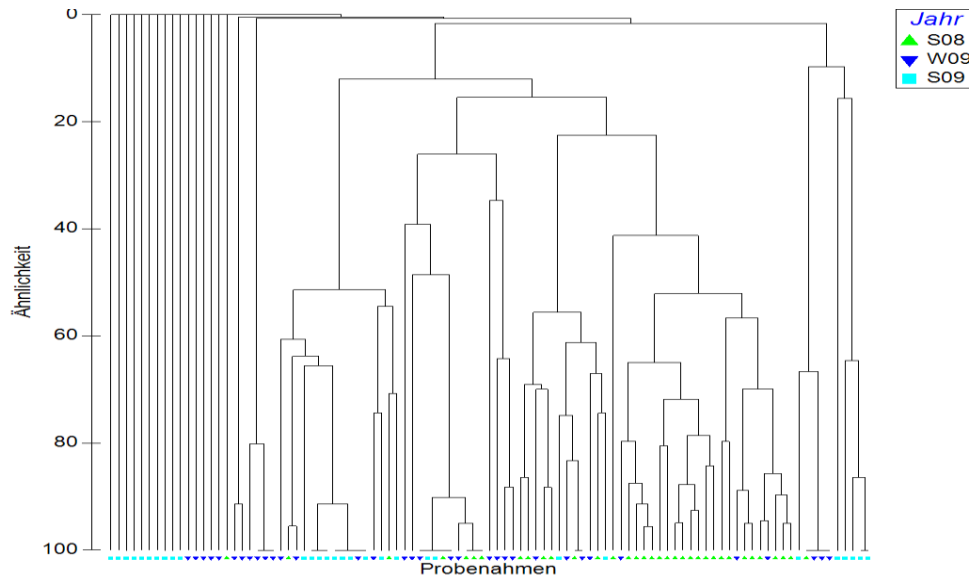
Species	Group S08 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>C. micropapillatum</i>	1,28	0,00	32,28	1,19	35,42	32,42

<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,65	0,11	18,27	0,80	20,05	55,46
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,41	0,44	15,12	0,84	16,58	72,05

Groups W09 & S09

Average dissimilarity = 94,58

Species	Group W09 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,15	0,44	18,72	0,72	19,79	19,79
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,35	0,11	14,64	0,60	15,48	35,27
<i>Myxidium rhodei</i>	0,25	0,18	9,83	0,44	10,40	45,66



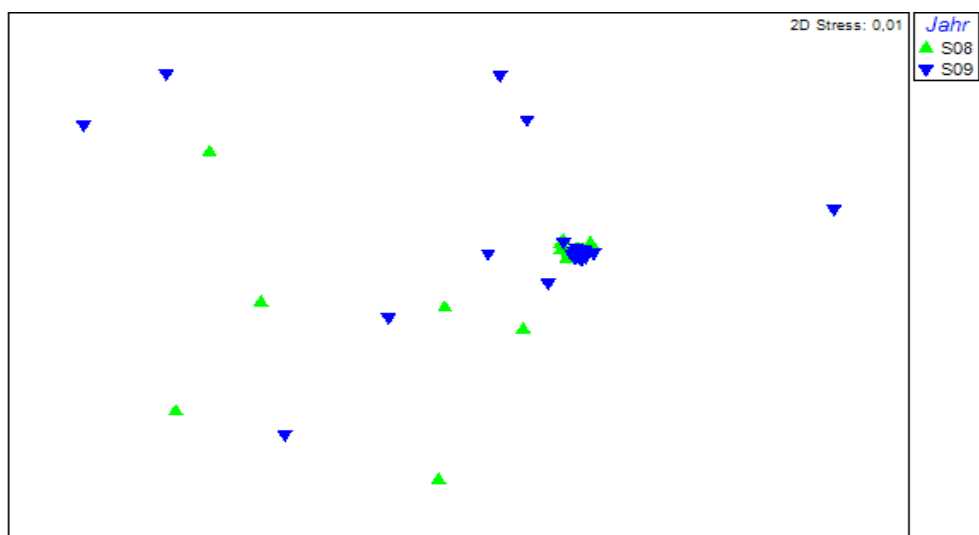
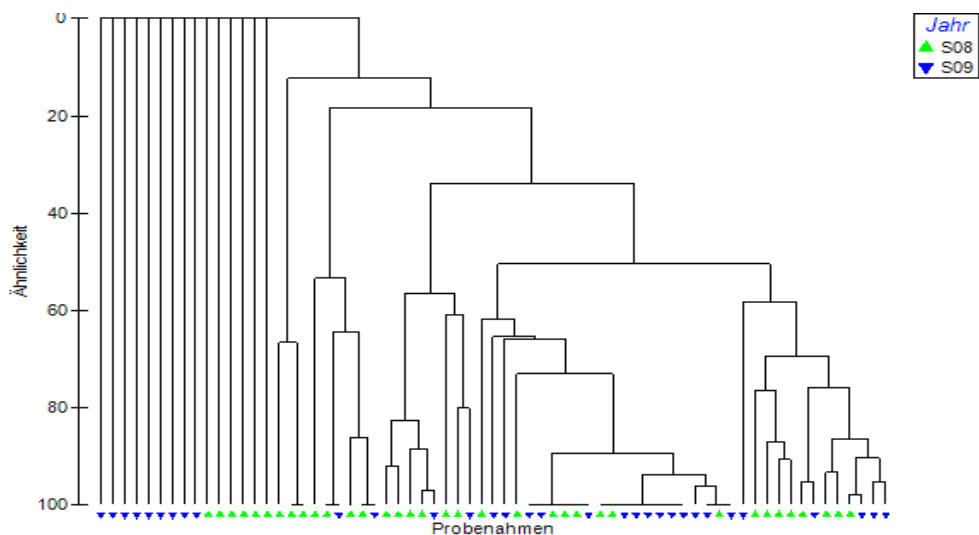
***Rutilus rutilus* von Probestelle D (Wehr Buddenburg) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-**

Analysis und MDS-Plot

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 72,59

Species	Group S08 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,75	0,82	30,13	0,93	41,51	41,51
<i>Dactylogyrus</i> sp.	0,36	0,20	13,65	0,69	18,81	60,32
<i>C. micropapillatum</i>	0,40	0,14	12,96	0,62	17,86	78,17



***Rutilus rutilus* von Probestelle E (Deichseitengraben) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & W09

Average dissimilarity = 59,01

Species	Group S08 Av.Abund	Group W09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. jadratica</i>	1,31	0,00	10,37	1,13	17,58	17,58
<i>Dactylogyrus</i> sp.	1,39	1,48	8,16	1,11	13,83	31,41
<i>Tyloodelphys clavata</i>	1,46	1,12	6,02	0,94	10,20	51,33

Groups S08 & S09

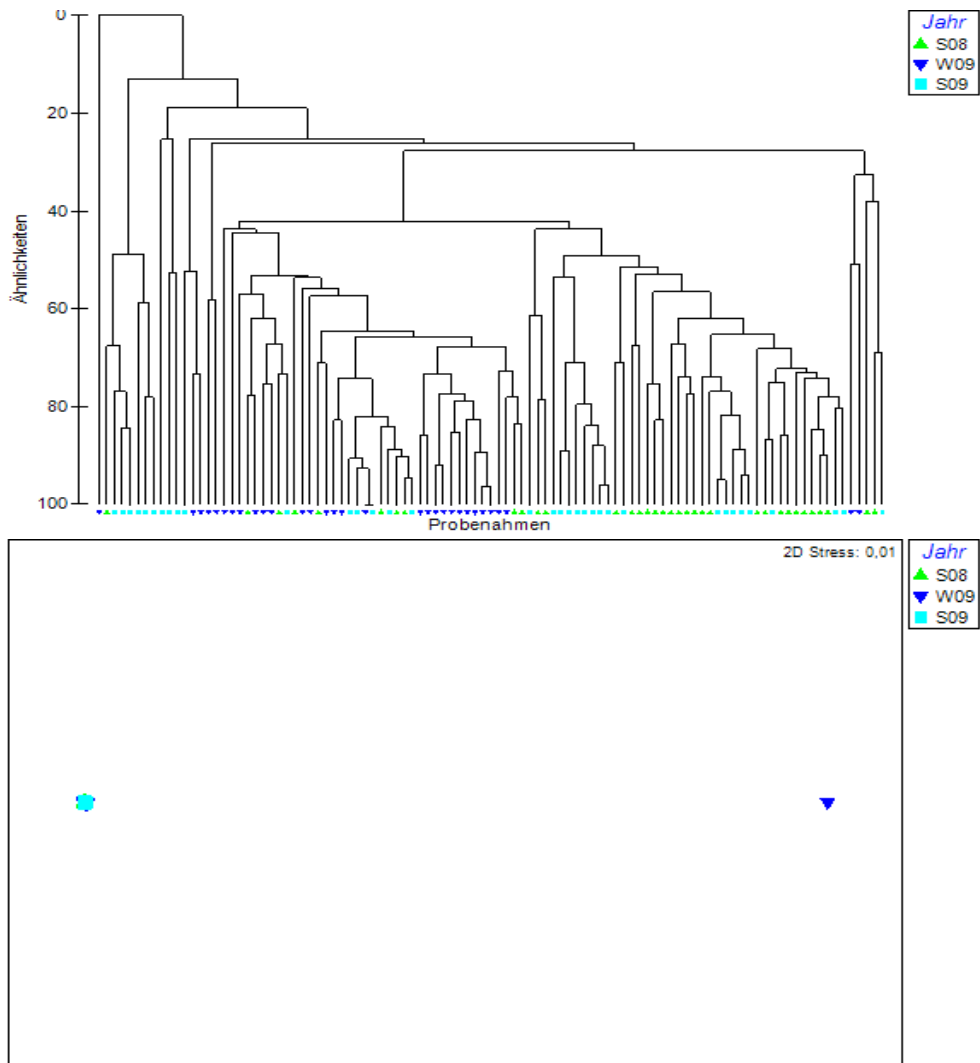
Average dissimilarity = 60,57

Species	Group S08 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. jadratica</i>	1,31	1,26	11,95	1,24	19,73	19,73
<i>Tyloodelphys clavata</i>	1,46	0,70	9,75	1,32	16,10	35,83
<i>Dactylogyrus</i> sp.	1,39	0,87	9,06	1,20	14,95	50,78

Groups W09 & S09

Average dissimilarity = 72,19

Species	Group W09 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. jadratica</i>	0,00	1,26	13,45	1,11	18,63	18,63
<i>Dactylogyrus</i> sp.	1,48	0,87	11,26	1,20	15,60	34,23
<i>Tyloodelphys clavata</i>	1,12	0,70	9,73	1,19	13,48	47,70

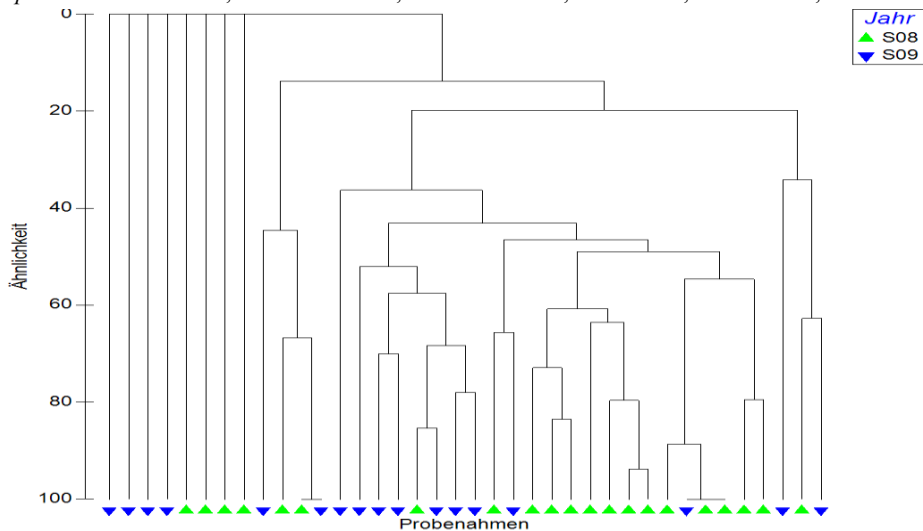


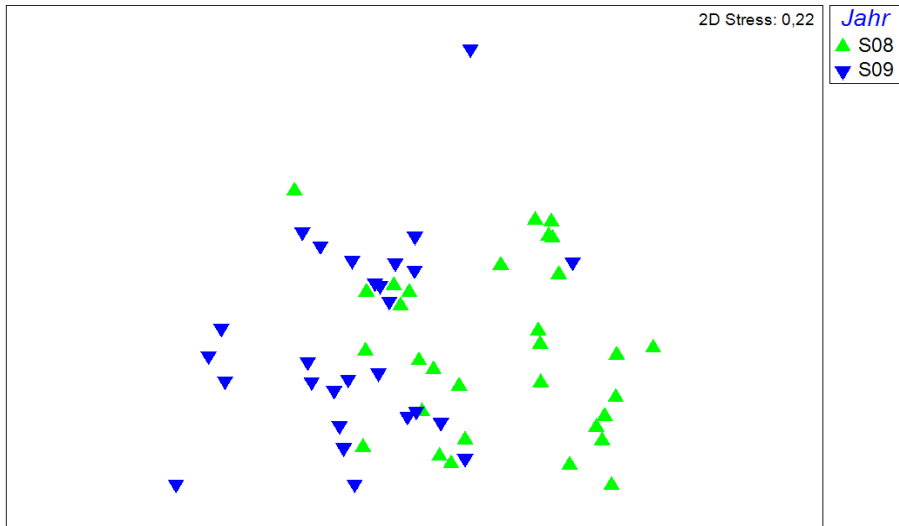
***Perca fluviatilis* von Probestelle A (Wehr Benninghausen) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 78,27

Species	Group W09 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,95	0,74	21,64	0,91	27,65	27,65
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,40	0,26	12,18	0,63	15,56	43,21
<i>Acanthocephalus lucii</i>	0,38	0,39	11,28	0,74	14,42	57,63



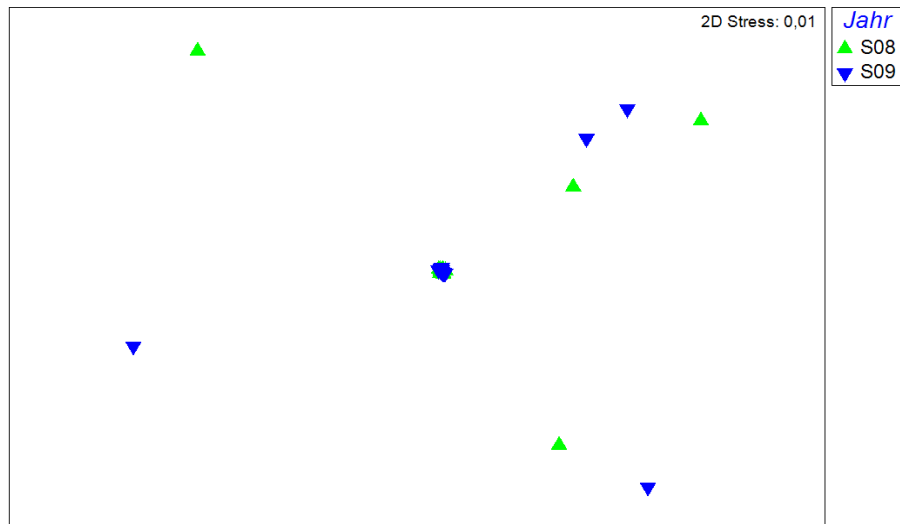
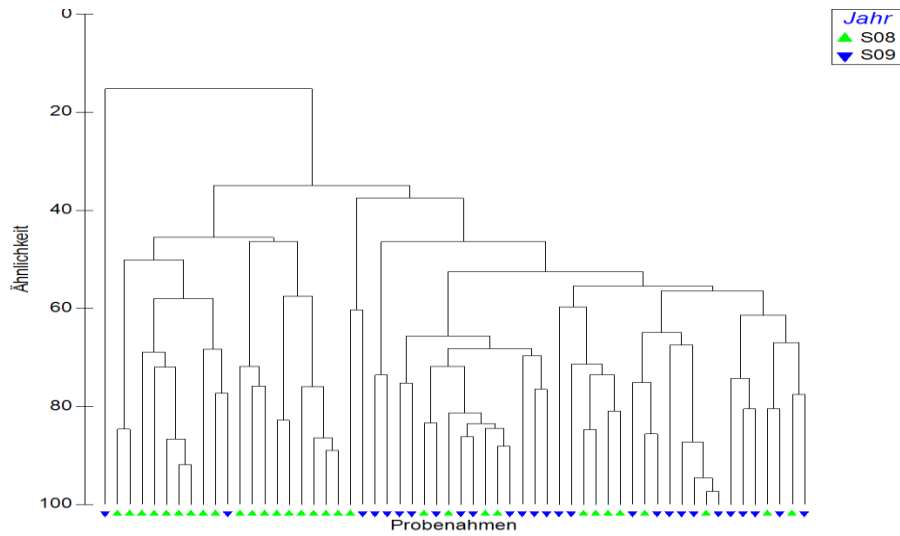


***Perca fluviatilis* von Probestelle C (Wehr Uentrop) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 59,17

Species	Group W09 Av.Abund	Group S09 Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,66	1,55	12,26	1,28	20,73	20,73
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,42	0,64	7,85	0,98	13,27	33,99
<i>Acanthocephalus lucii</i>	1,43	0,93	7,74	0,93	13,09	47,08



Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 59,17

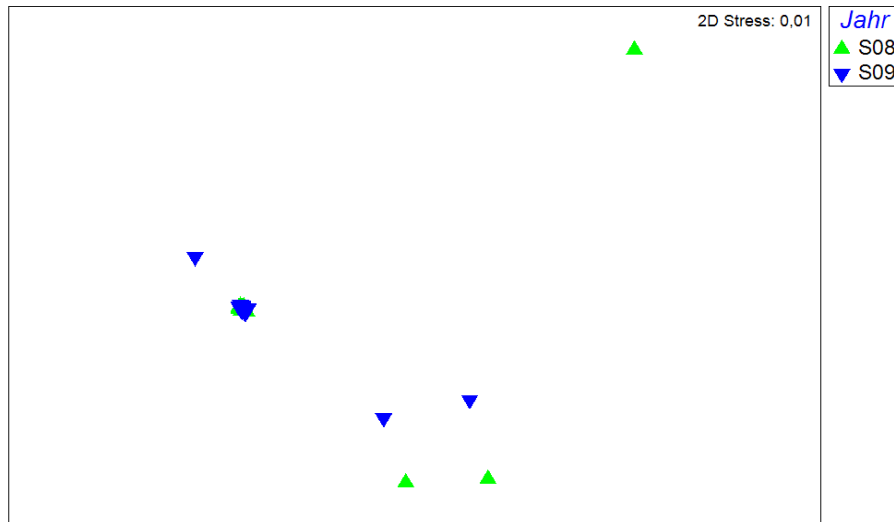
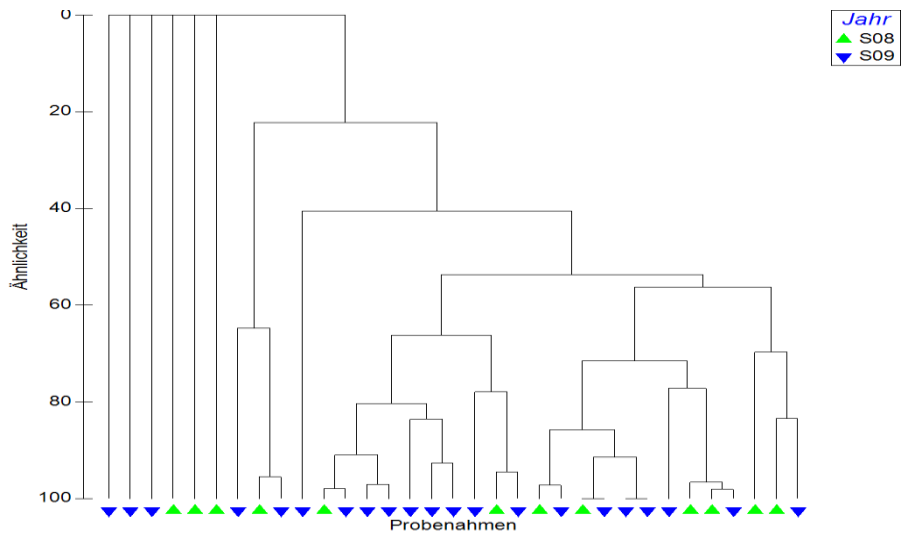
Species	Group W09	Group S09		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>Tylodelphys clavata</i>	0,66	1,55	12,26	1,28	20,73	20,73
<i>Bunodera lucioperca</i>	0,42	0,64	7,85	0,98	13,27	33,99
<i>Acanthocephalus lucii</i>	1,43	0,93	7,74	0,93	13,09	47,08

***Perca fluviatilis* von Probestelle D (Wehr Buddenburg) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 63,78

Species	Group S08	Group S09		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>Tylodelphys clavata</i>	1,04	1,15	29,77	0,96	46,68	46,68
<i>P. laevis</i>	0,17	0,19	6,43	0,57	10,08	85,57
<i>Camallanus lacustris</i>	1,25	0,10	6,34	0,61	9,94	95,51

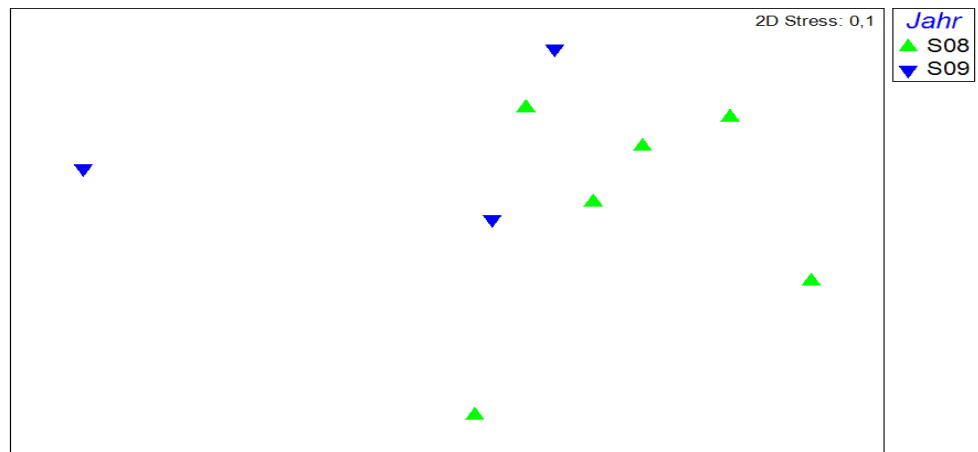
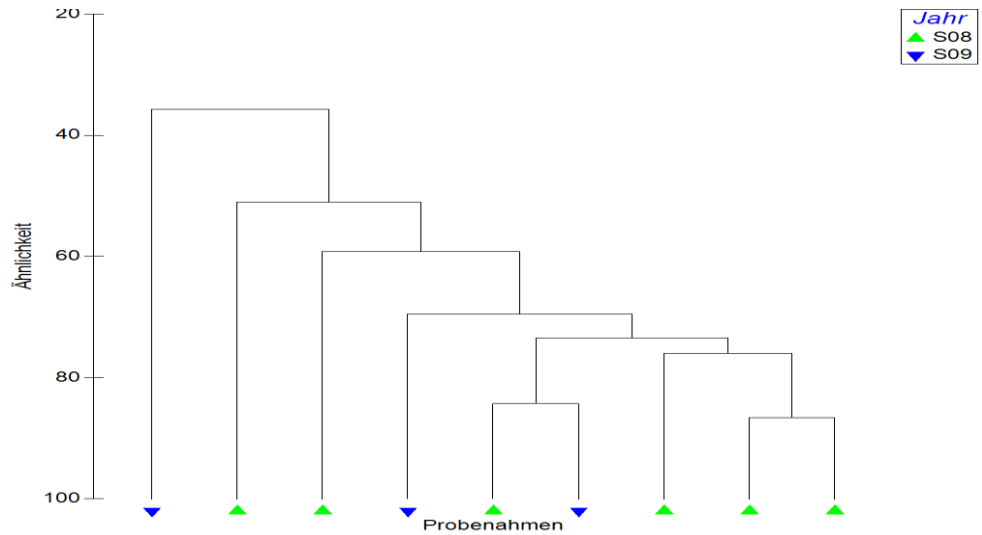


***Perca fluviatilis* von Probestelle E (Deichseitengraben) sämtlicher Probenahmen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups S08 & S09

Average dissimilarity = 45,56

Species	Group S08	Group S09		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>Camallanus lacustris</i>	1,60	0,40	10,77	1,35	23,65	23,65
<i>Bunodera lucioperca</i>	1,44	0,40	10,05	1,17	22,05	45,70
<i>T. nodulosus</i>	0,87	0,00	7,21	1,26	15,82	61,52



***Rutilus rutilus* aus der Welse, im Vergleich der Größenklassen: SIMPER-, Cluster-Analyse und MDS-Plot**

Groups GK I & GK III

Average dissimilarity = 83,00

Species	Group GK I I		Group GK I II		Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD		
<i>Myxidium rhodei</i>	1,00	1,03	24,85	1,17	29,94	29,94
<i>R. campanula</i>	0,68	0,29	14,19	0,86	17,10	47,04
<i>Myxobolus muelleri</i>	0,29	0,33	8,71	0,72	10,49	57,53

Groups GK I & GK IIII

Average dissimilarity = 78,58

Species	Group GK I I		Group GK I III		Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD		
<i>Myxidium rhodei</i>	1,00	1,09	21,01	1,18	26,74	26,74
<i>R. campanula</i>	0,68	0,20	12,23	1,01	15,56	42,31
<i>Myxobolus muelleri</i>	0,29	0,52	11,55	0,78	14,70	57,00

Groups GK III & GK IIII

Average dissimilarity = 82,87

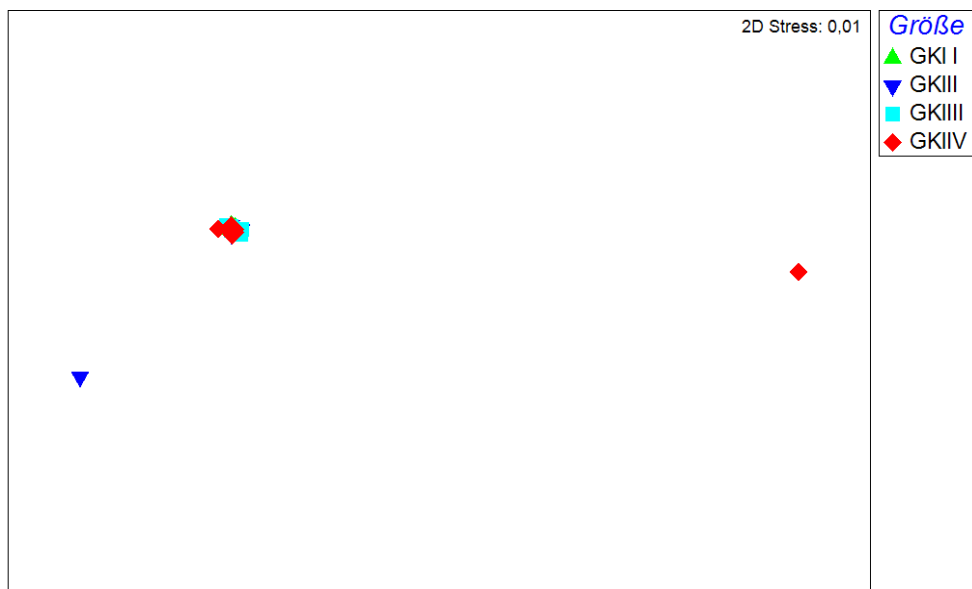
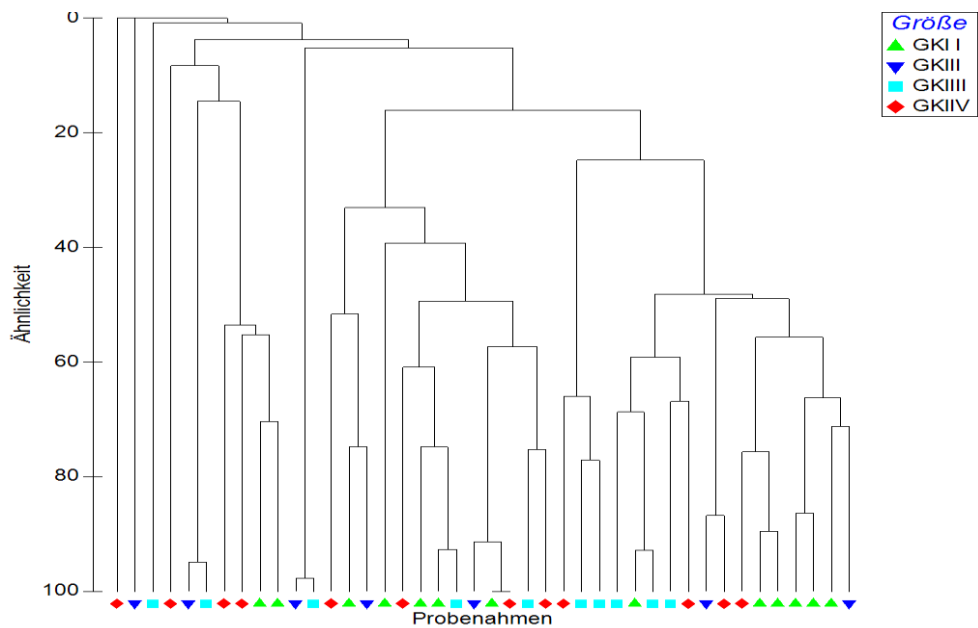
Species	Group GK I II		Group GK I III		Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD		
<i>Myxidium rhodei</i>	1,03	1,09	23,26	1,08	28,07	28,07
<i>Myxobolus muelleri</i>	0,33	0,52	12,87	0,73	15,53	43,60
<i>P. homoion</i>	0,22	0,25	10,99	0,54	13,26	56,86

Groups GK I & GK IIV

Average dissimilarity = 80,53

Species	Group GK I I		Group GK I IV		Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD		

<i>Myxidium rhodei</i>	1,00	0,78	22,02	1,09	27,34	27,34
<i>R. campanula</i>	0,68	0,38	12,92	0,91	16,04	43,38
<i>Myxobolus muelleri</i>	0,29	0,33	9,78	0,69	12,15	55,52



Groups GKIII & GKIV

Average dissimilarity = 87,38

Species	Group GK I II	Group GK I IV	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>Myxidium rhodei</i>	1,03	0,78	20,83	0,79	23,84	23,84
<i>R. campanula</i>	0,29	0,38	11,79	0,63	13,49	37,33
<i>Myxobolus muelleri</i>	0,33	0,33	10,99	0,62	12,58	49,91

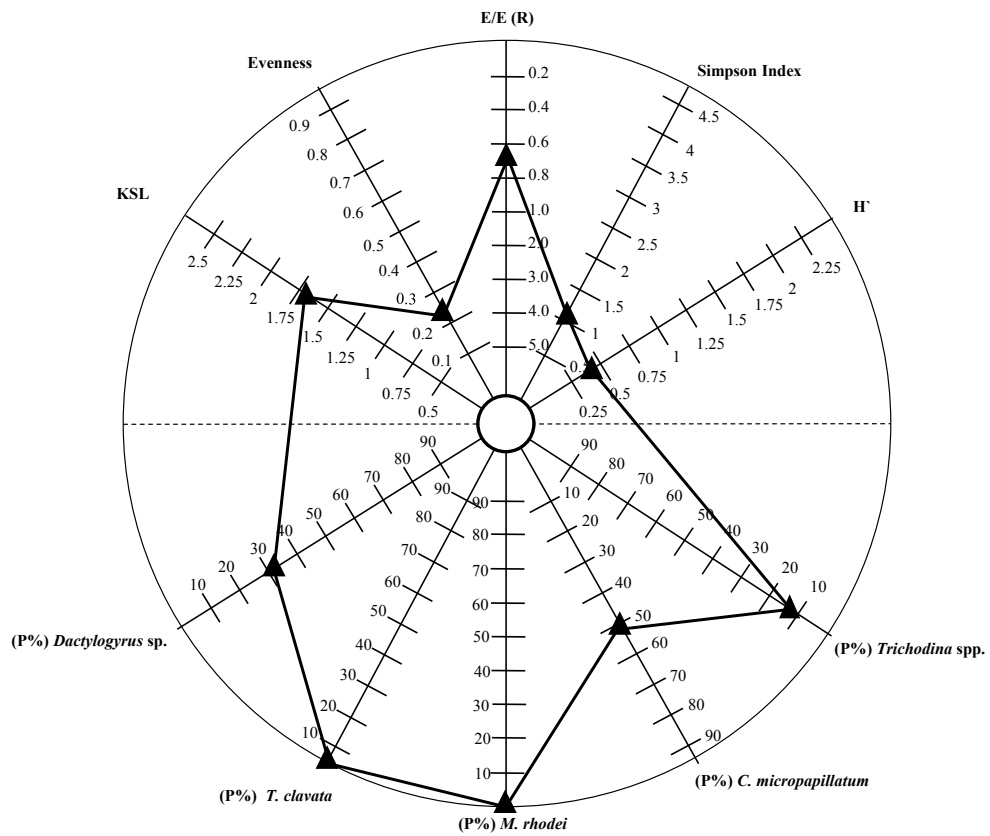
Groups GKIII & GKIV

Average dissimilarity = 84,95

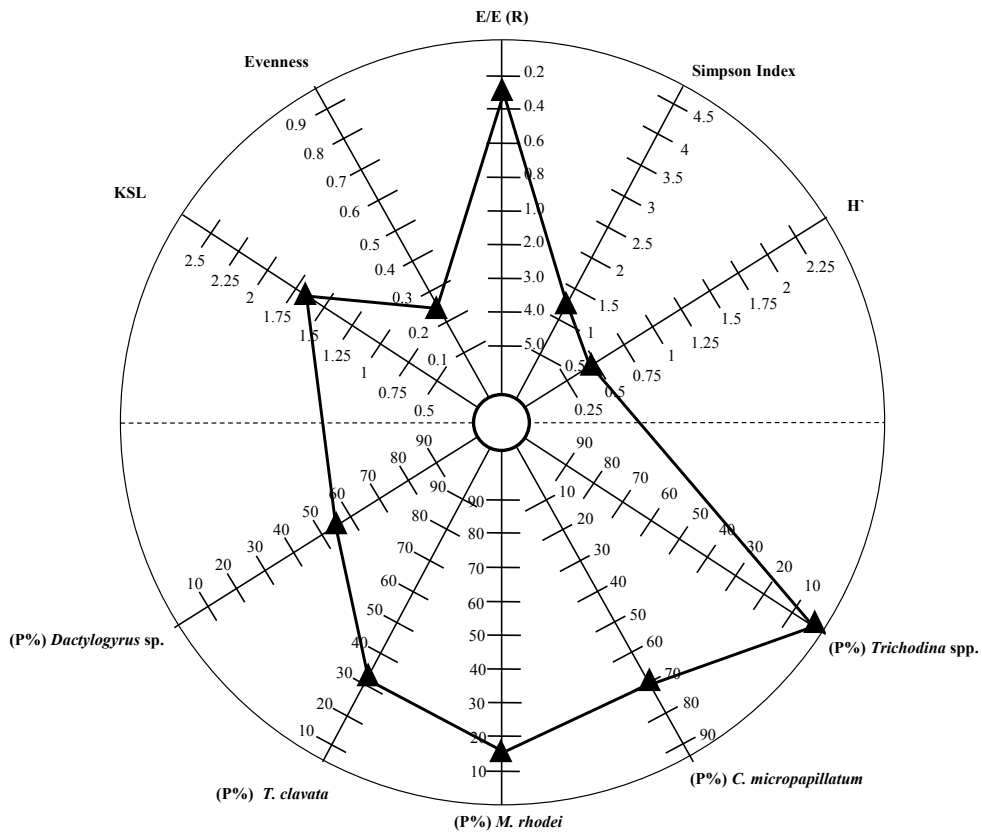
Species	Group GK I III	Group GK I IV	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>Myxidium rhodei</i>	1,09	0,78	21,28	1,00	25,05	25,05
<i>Myxobolus muelleri</i>	0,52	0,33	13,33	0,75	15,69	40,74
<i>R. campanula</i>	0,20	0,38	9,20	0,72	10,83	51,57

Anhang VIII: Ergebnisse der visuellen Integration.

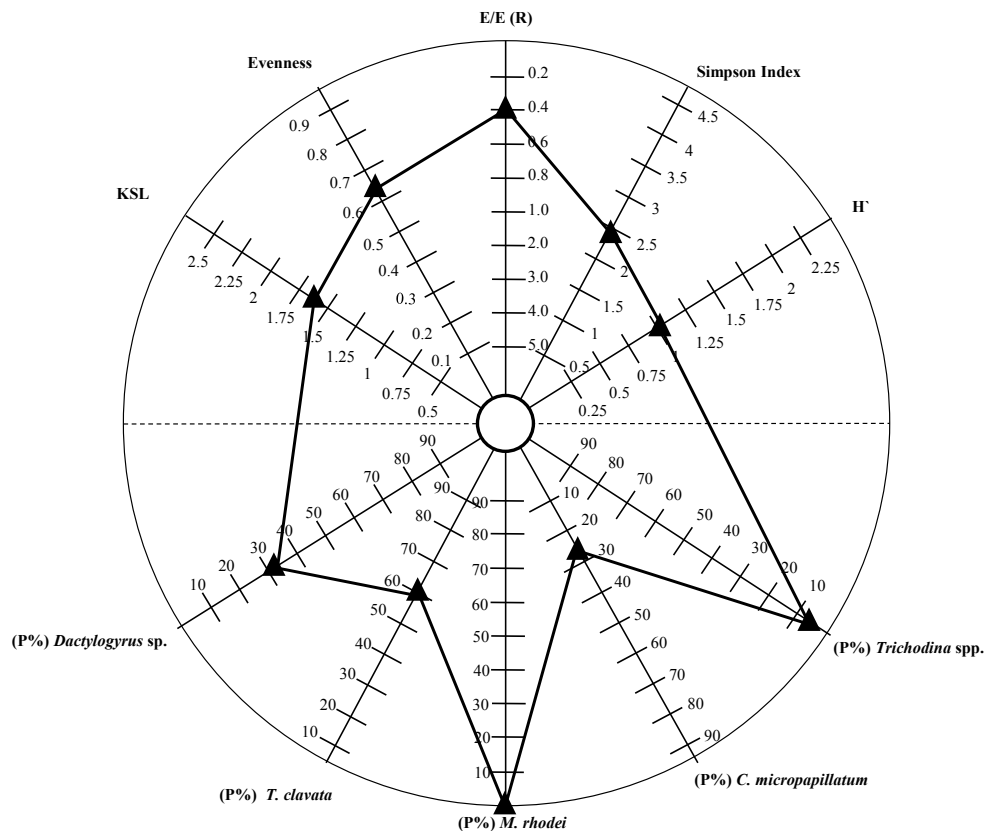
R. rutilus Sommer 2008 A:



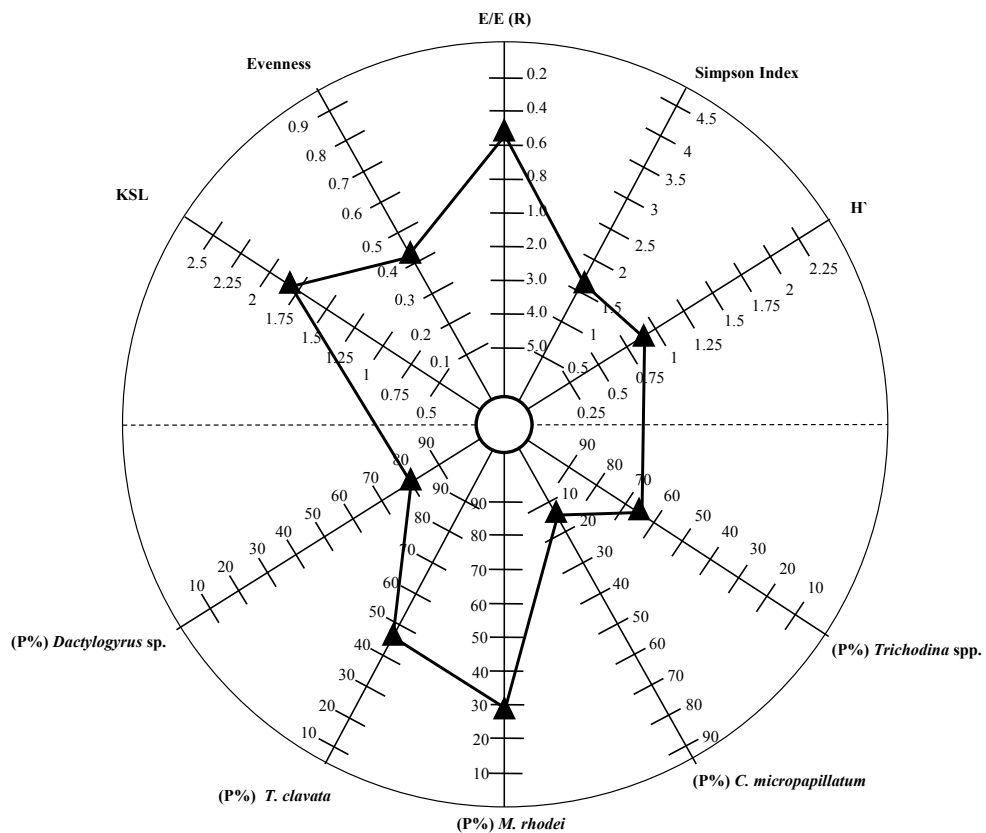
R. rutilus Sommer 2008 C:



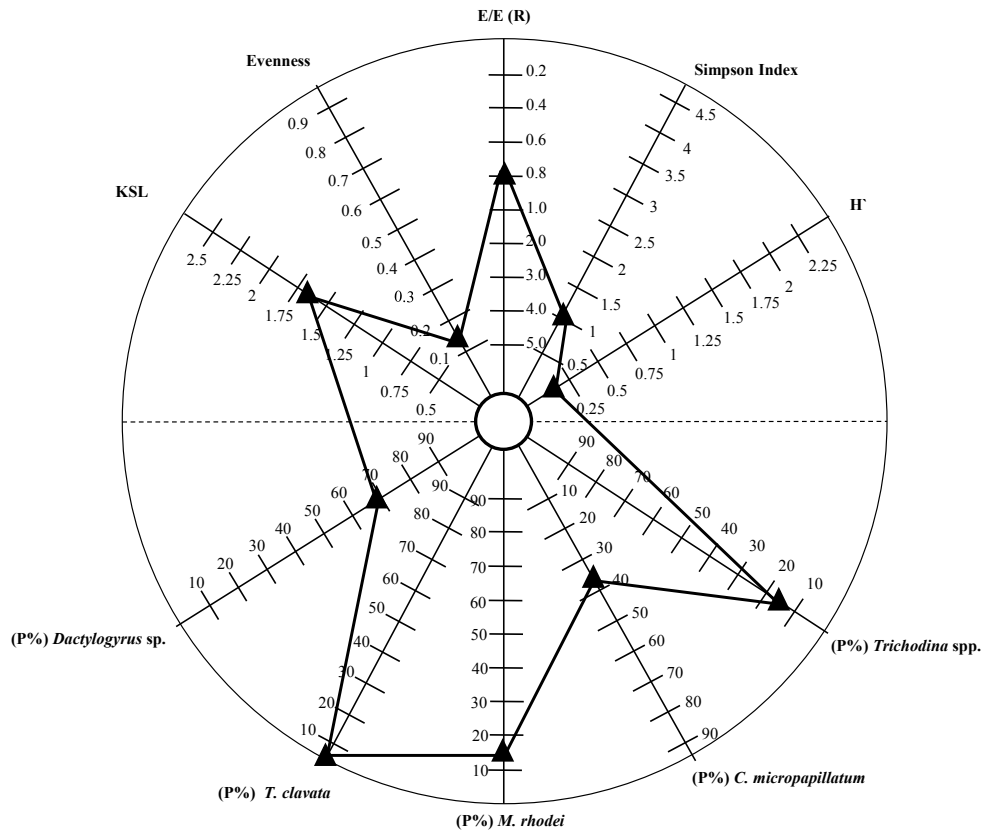
R. rutilus Sommer 2008 D:



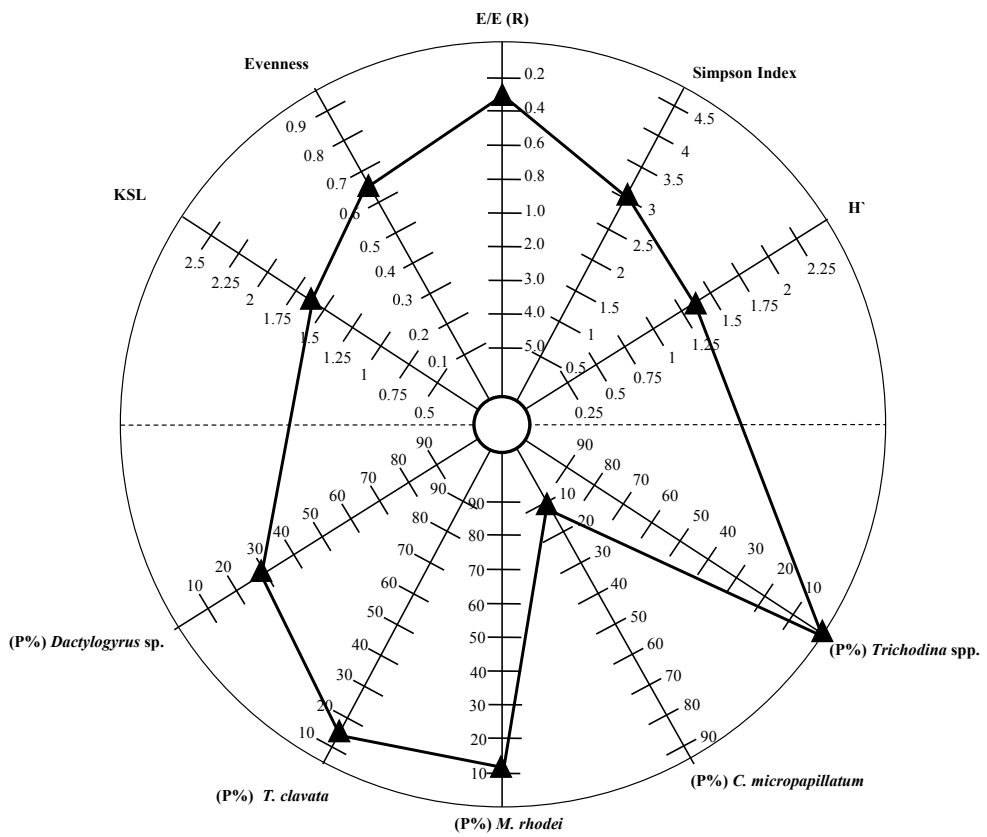
R. rutilus Sommer 2008 E:



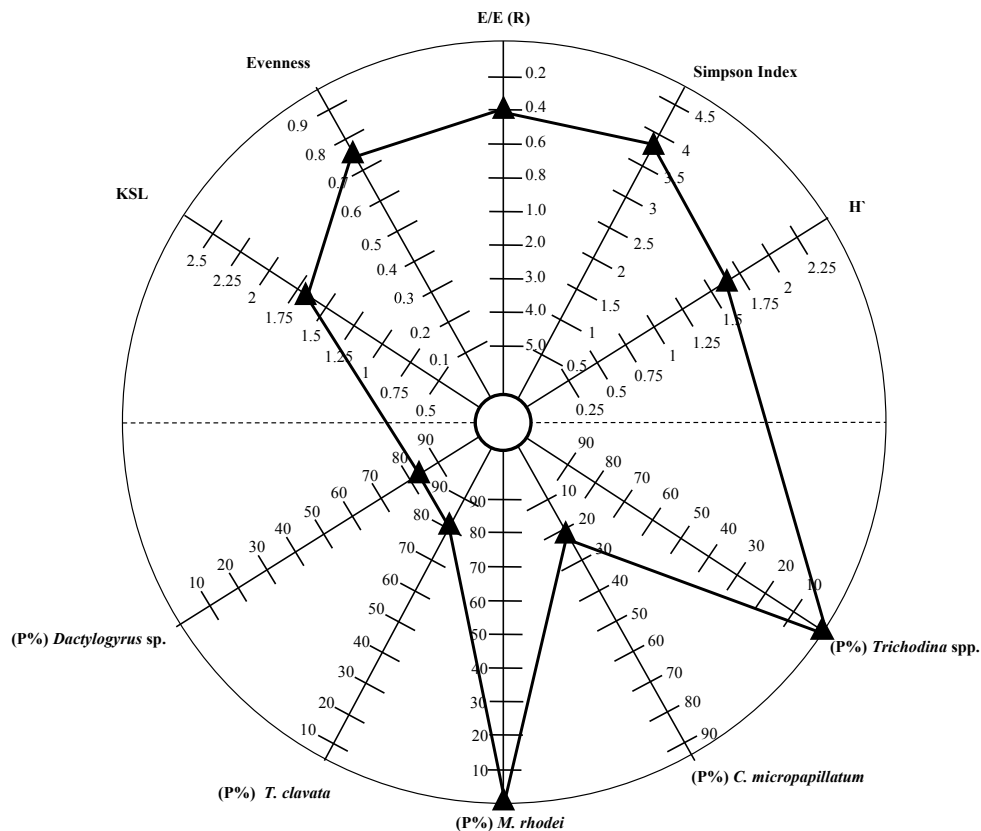
R. rutilus Sommer 2008 F:



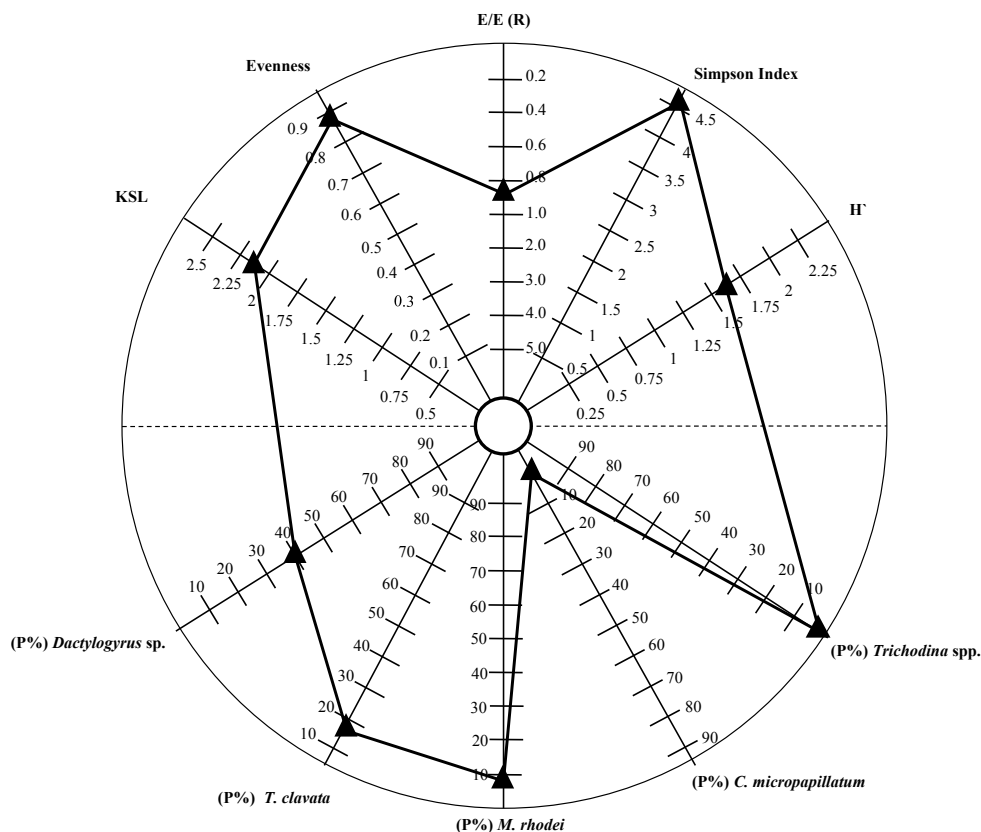
R. rutilus Winter 2009 C:



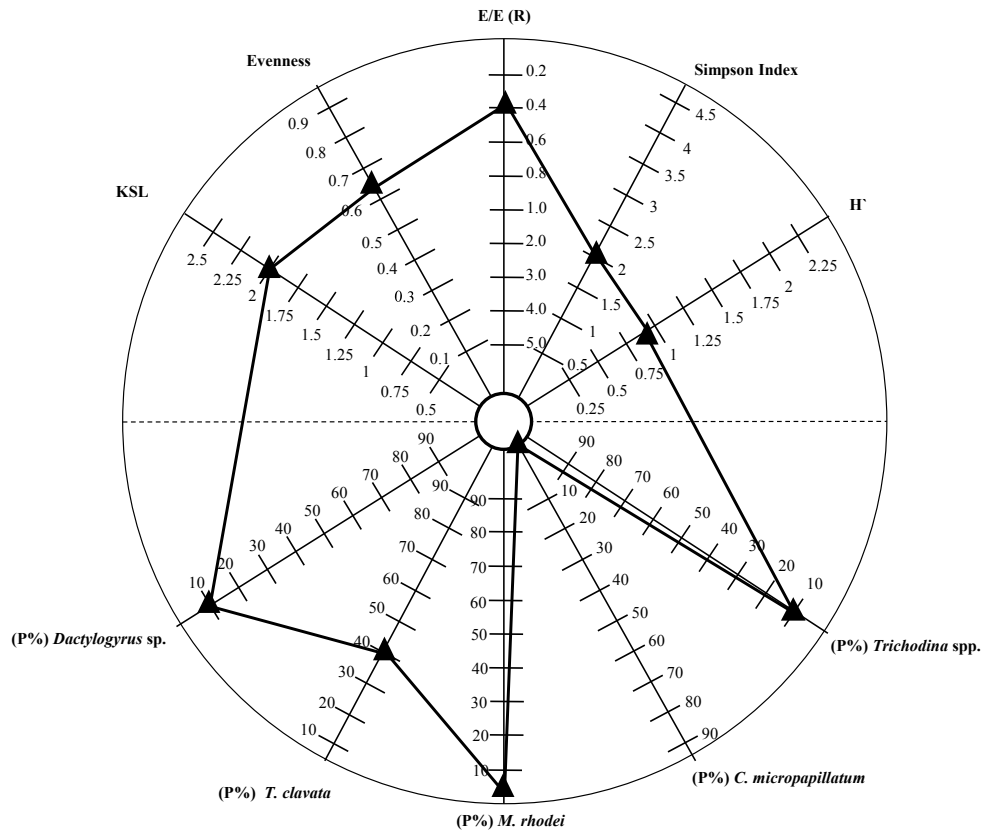
R. rutilus Winter 2009 E:



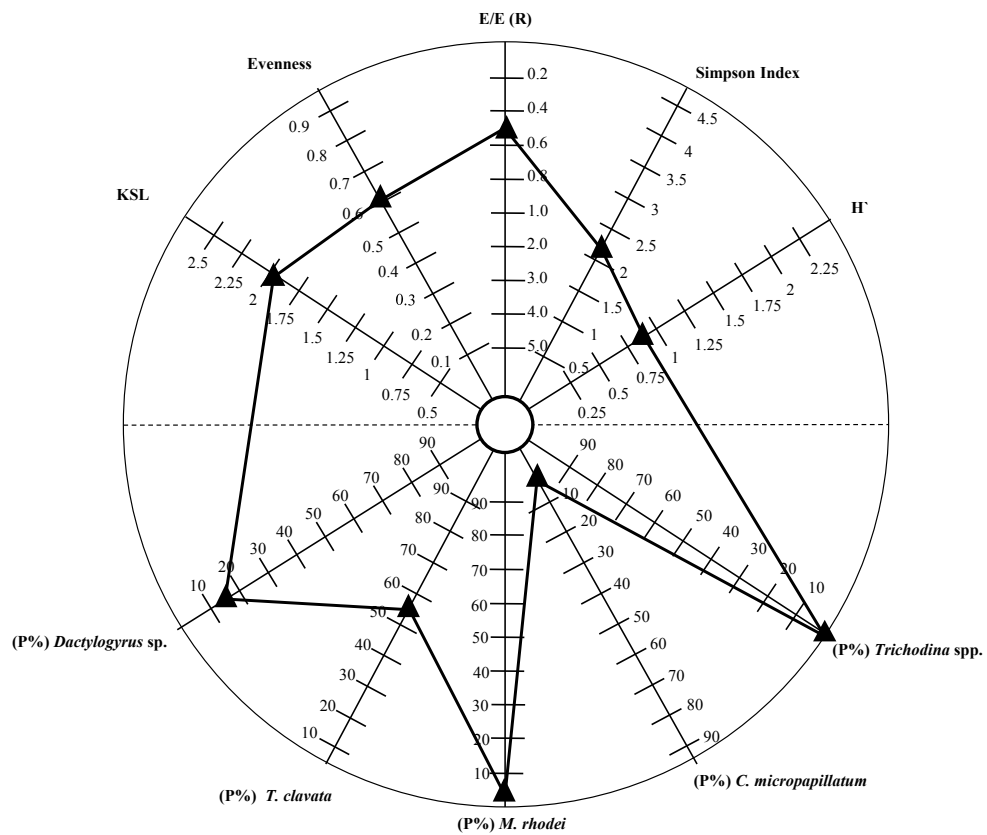
R. rutilus 2009 A:



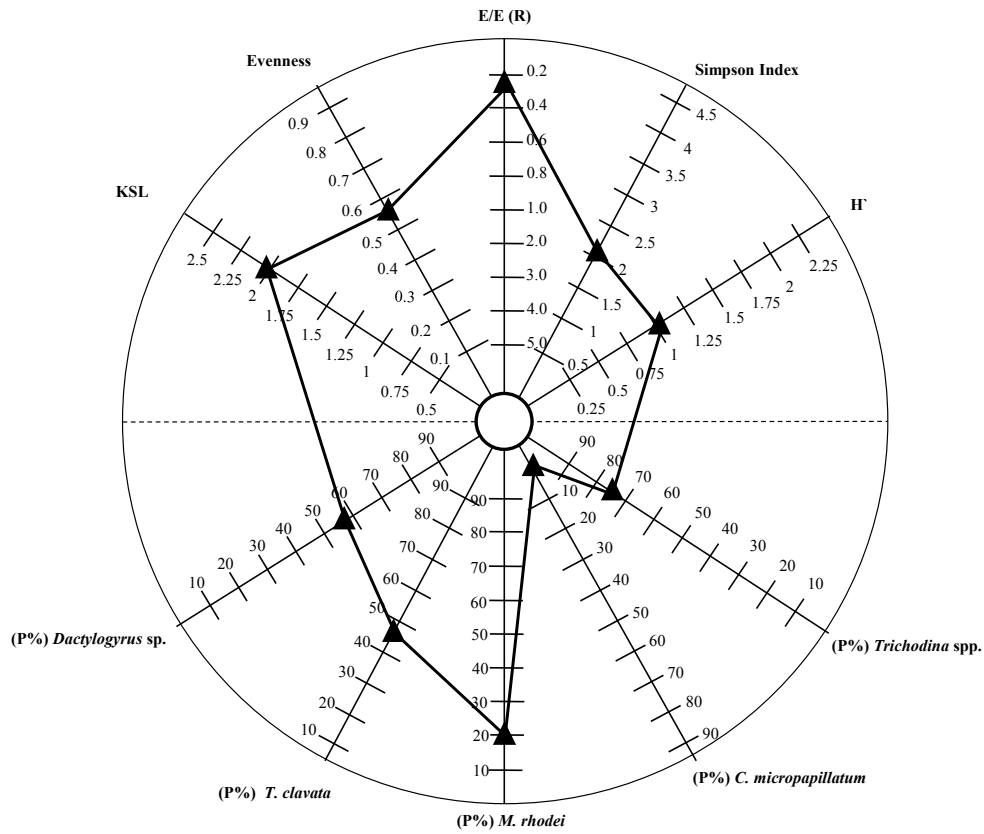
R. rutilus Sommer 2009 C:



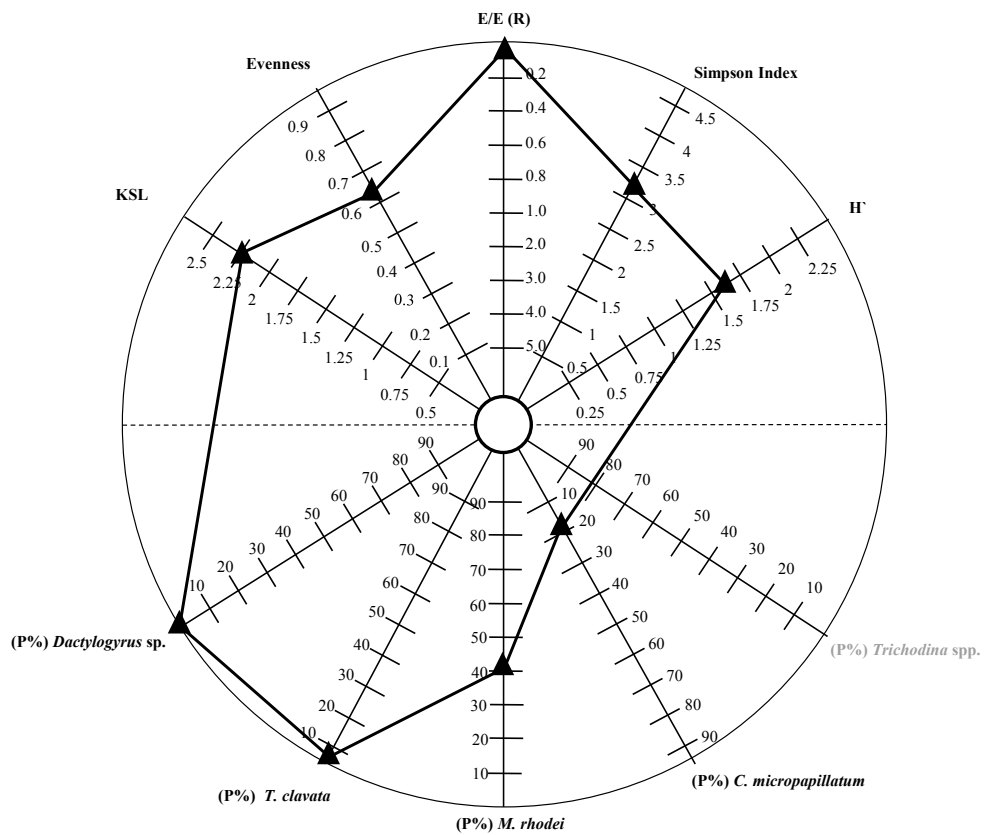
R. rutilus Sommer 2009 D :



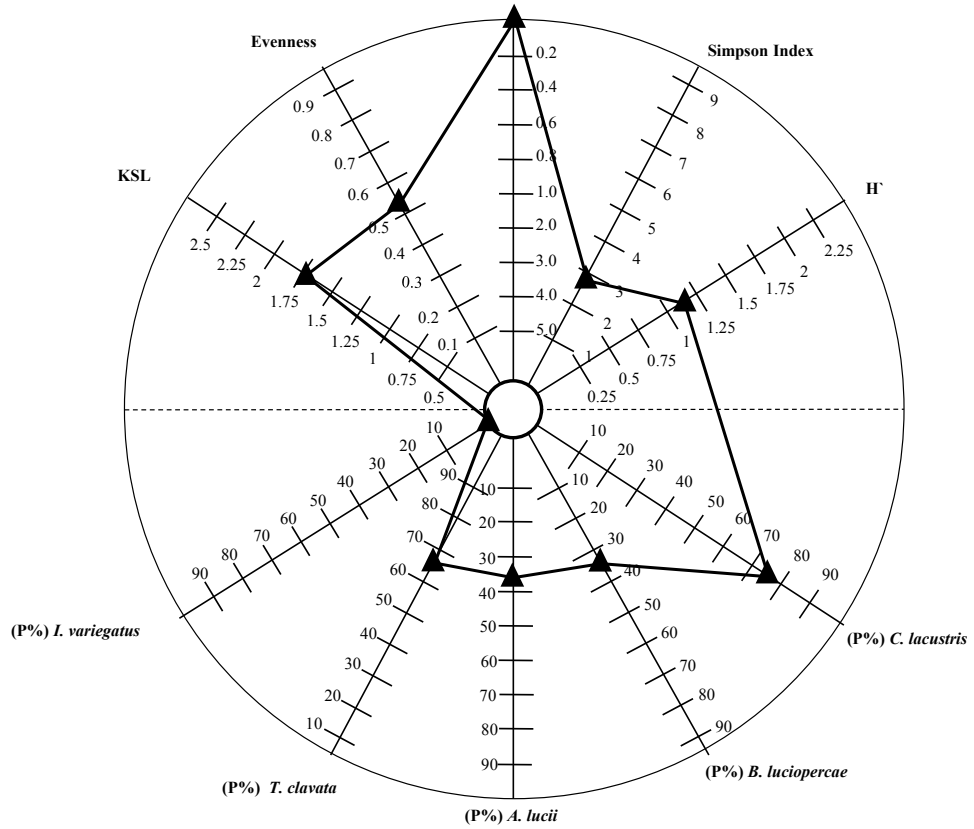
R. rutilus Sommer 2009 E :



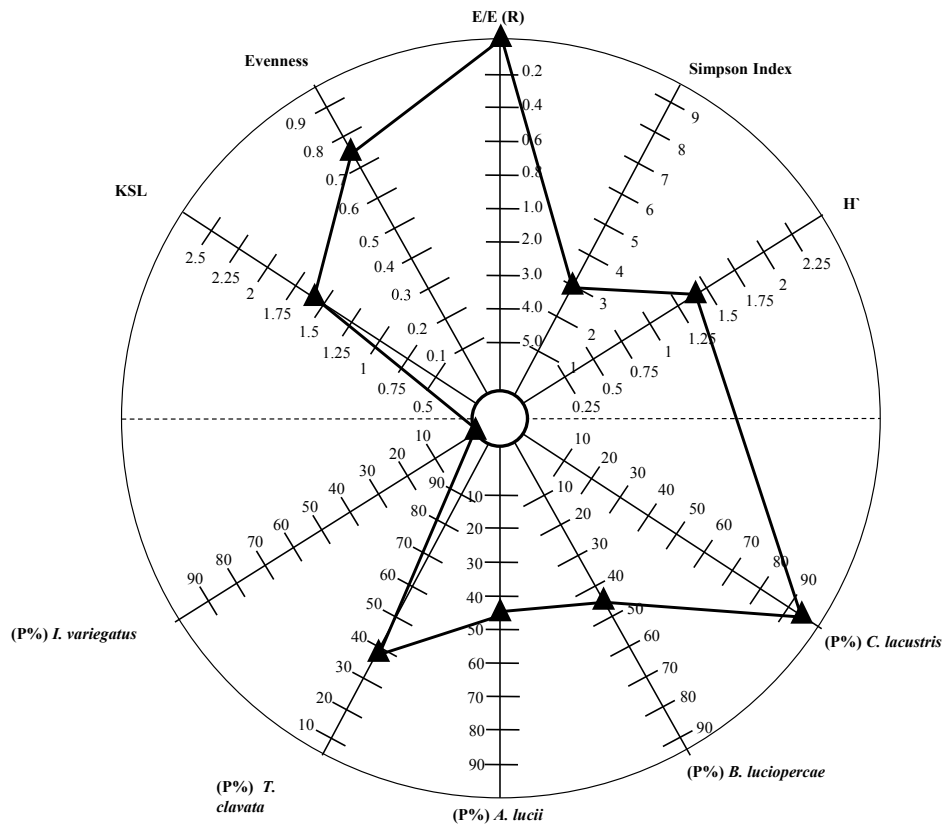
R. rutilus Sommer 2010 H:



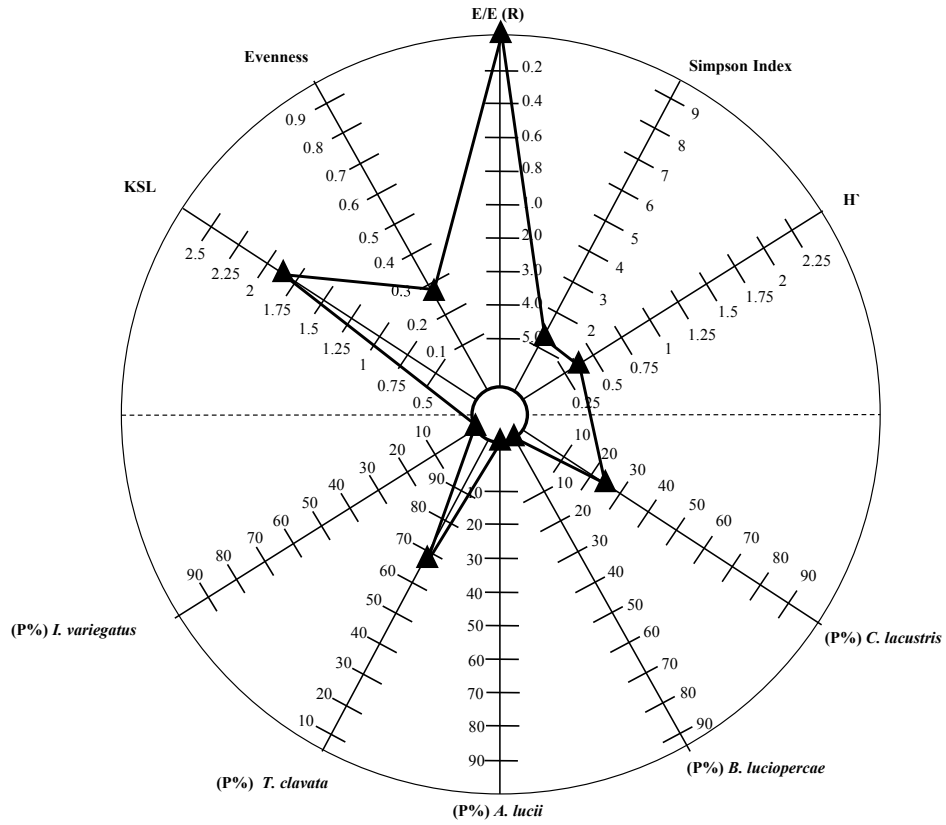
P. fluviatilis Sommer 2008 A:



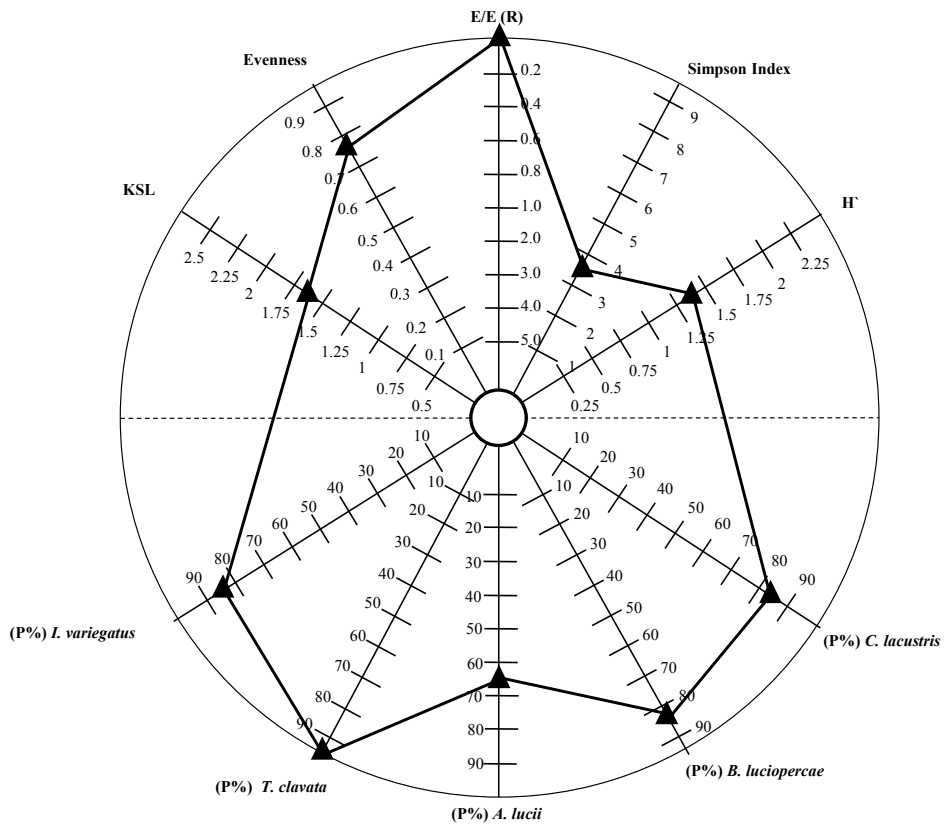
P. fluviatilis Sommer 2008 C :



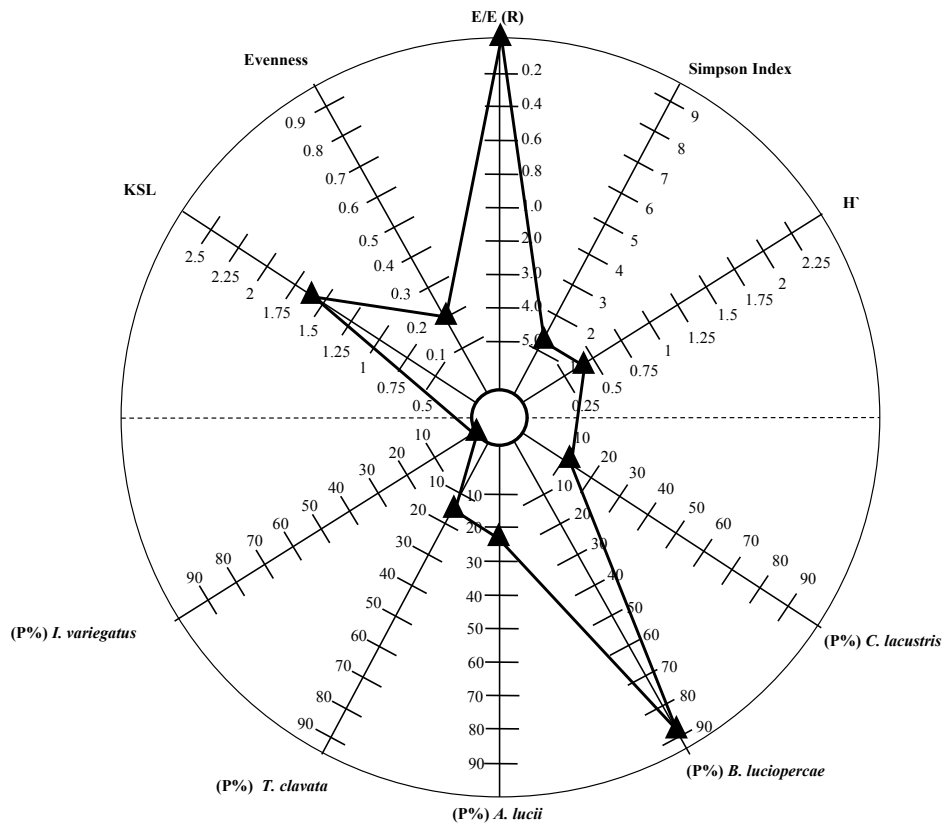
P. fluviatilis Sommer 2008 D :



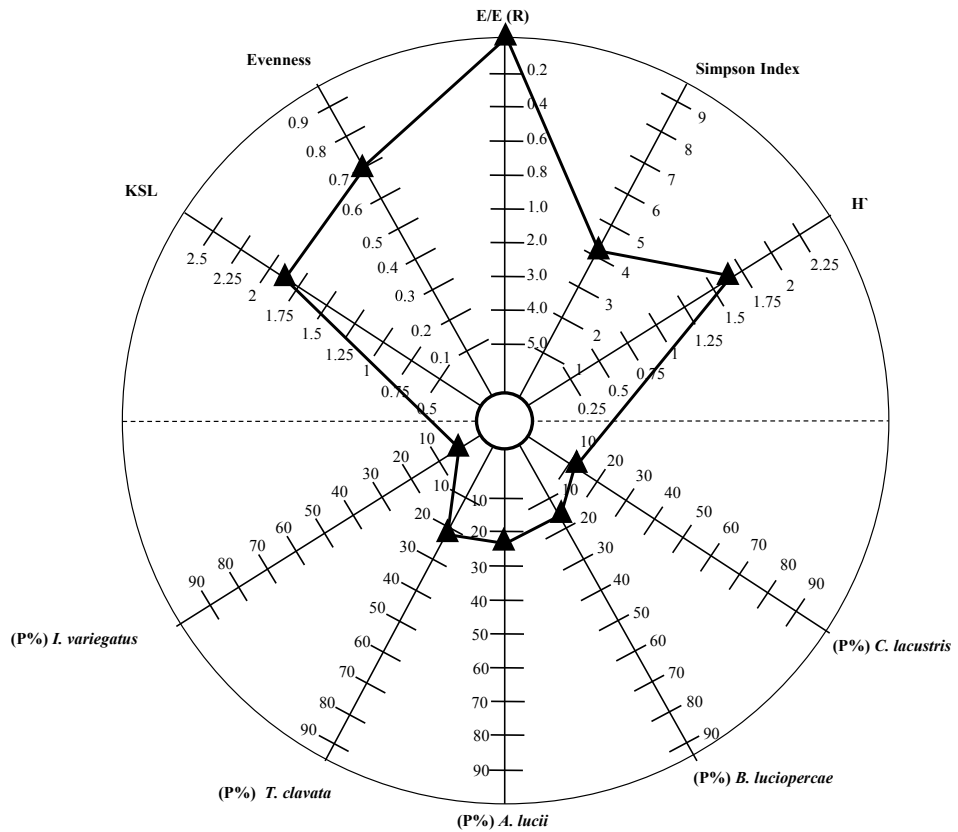
P. fluviatilis Sommer 2008 E :



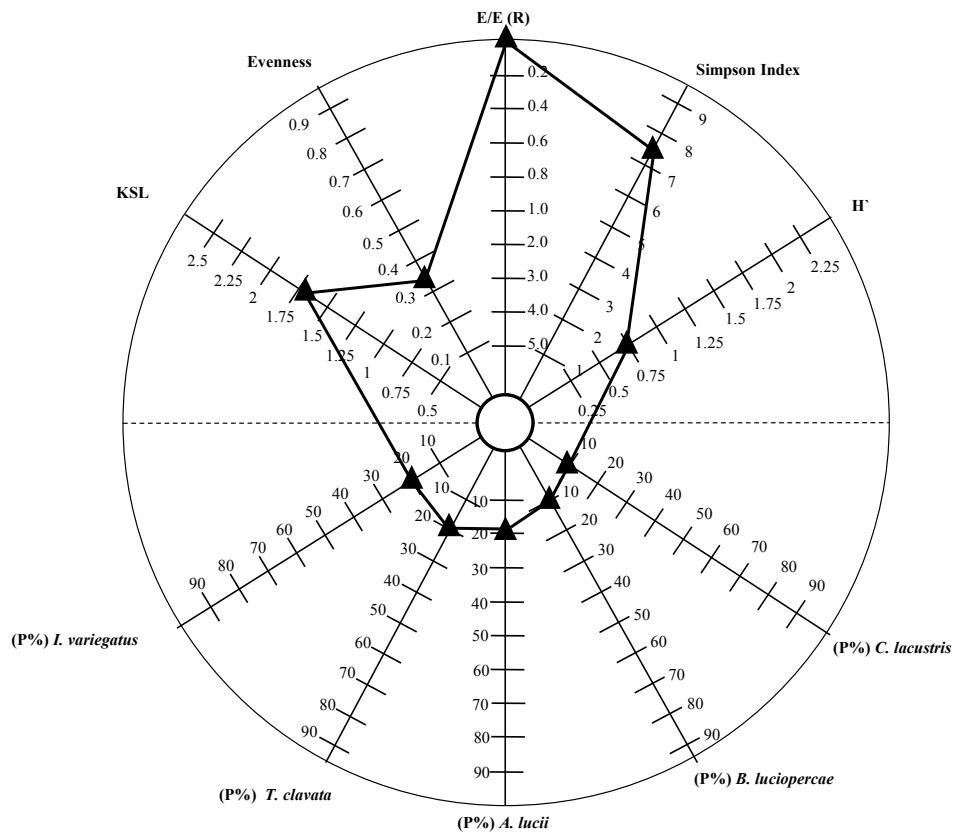
P. fluviatilis Sommer 2008 F :



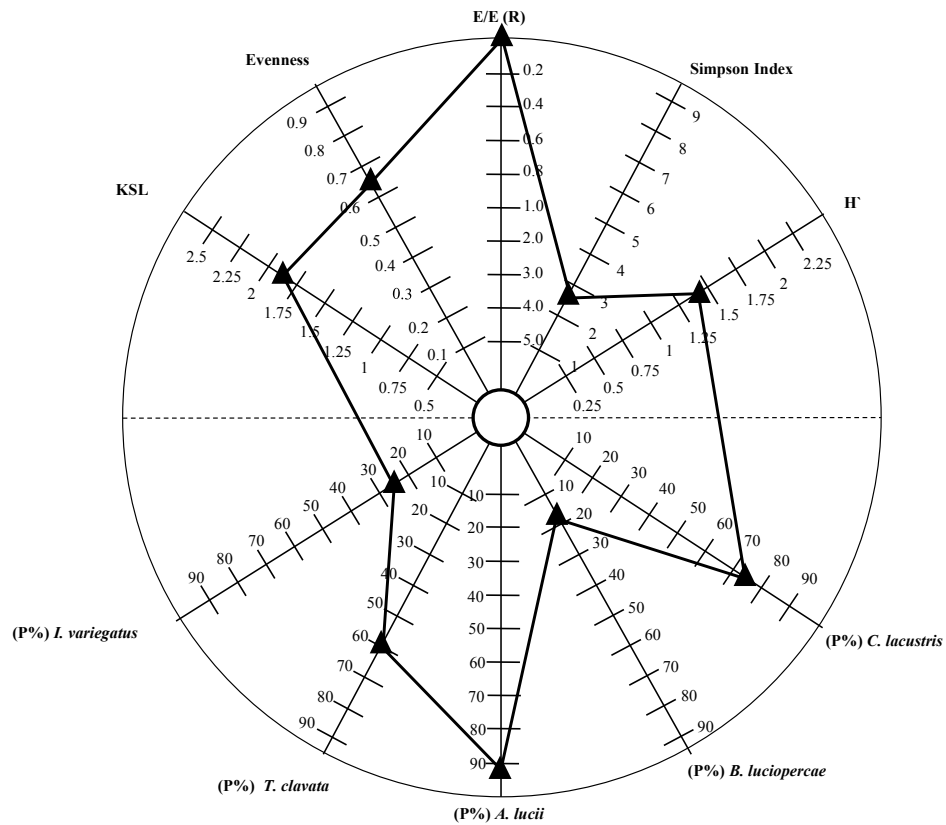
P. fluviatilis Sommer 2009 A :



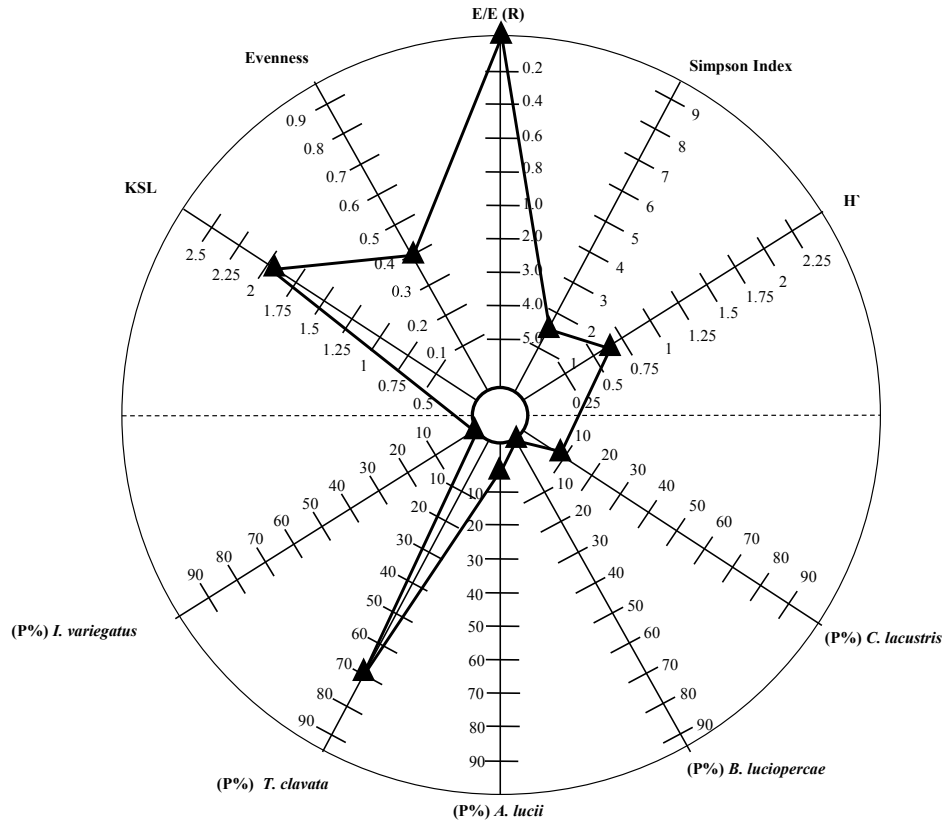
P. fluviatilis Sommer 2009 B:



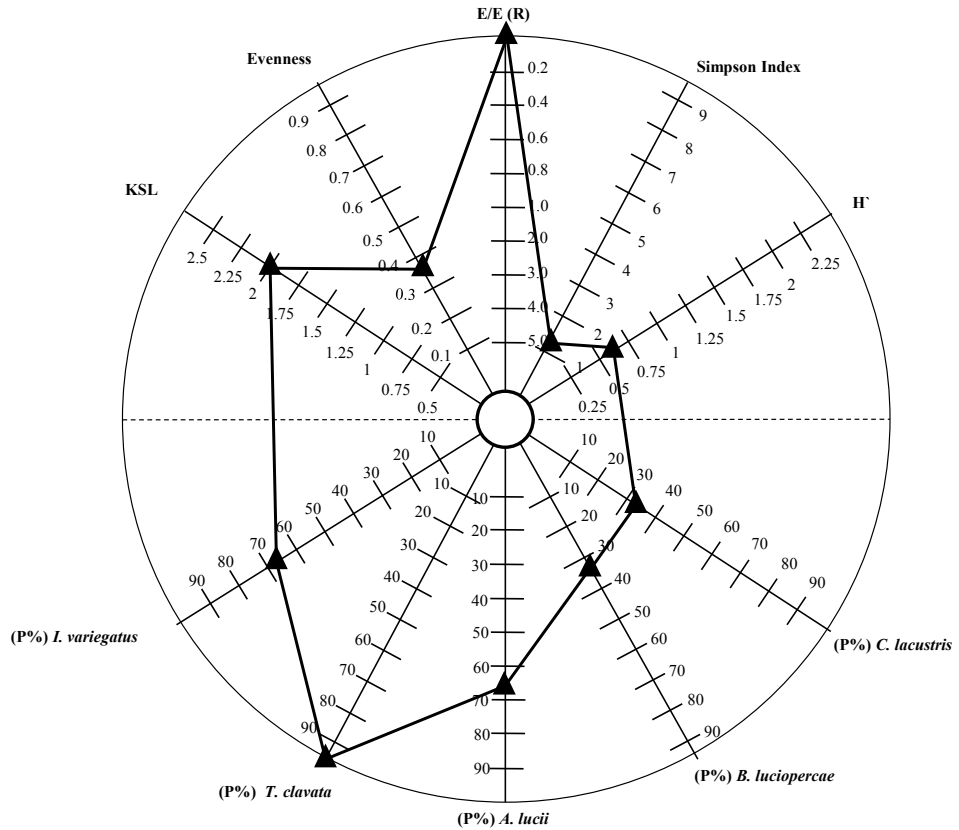
P. fluviatilis Sommer 2009 C :



P. fluviatilis Sommer 2009 D :



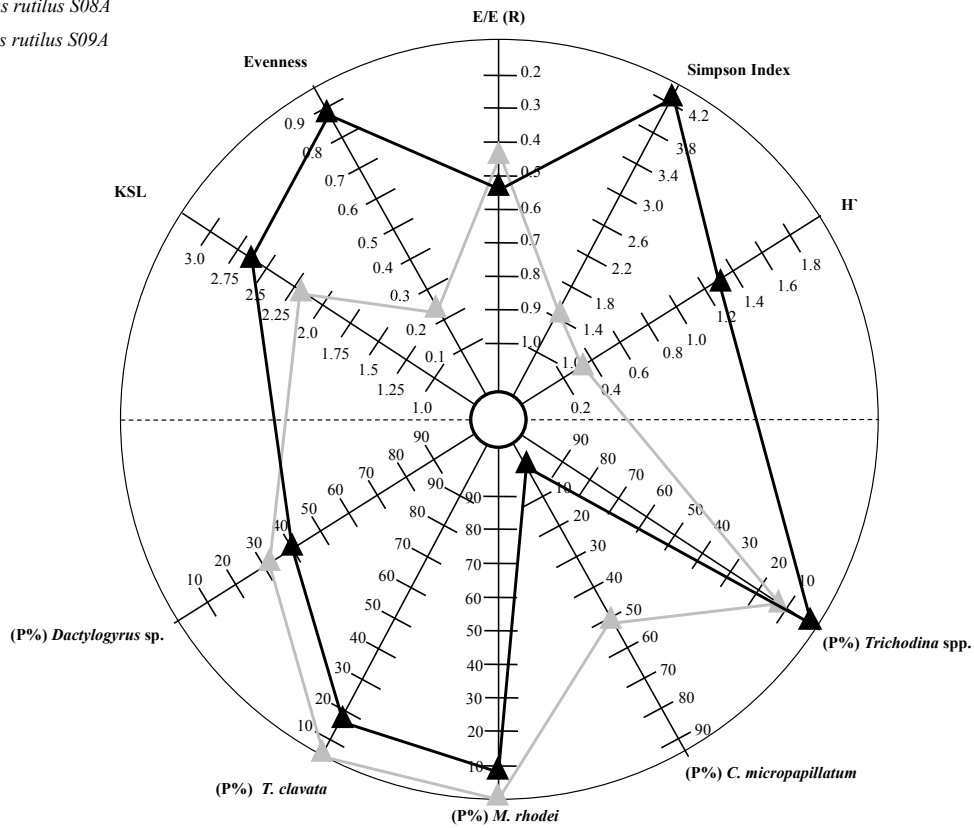
P. fluviatilis Sommer 2009 E:



Annualität : Vergleich mit an *R. rutilus* angepassten Skalen

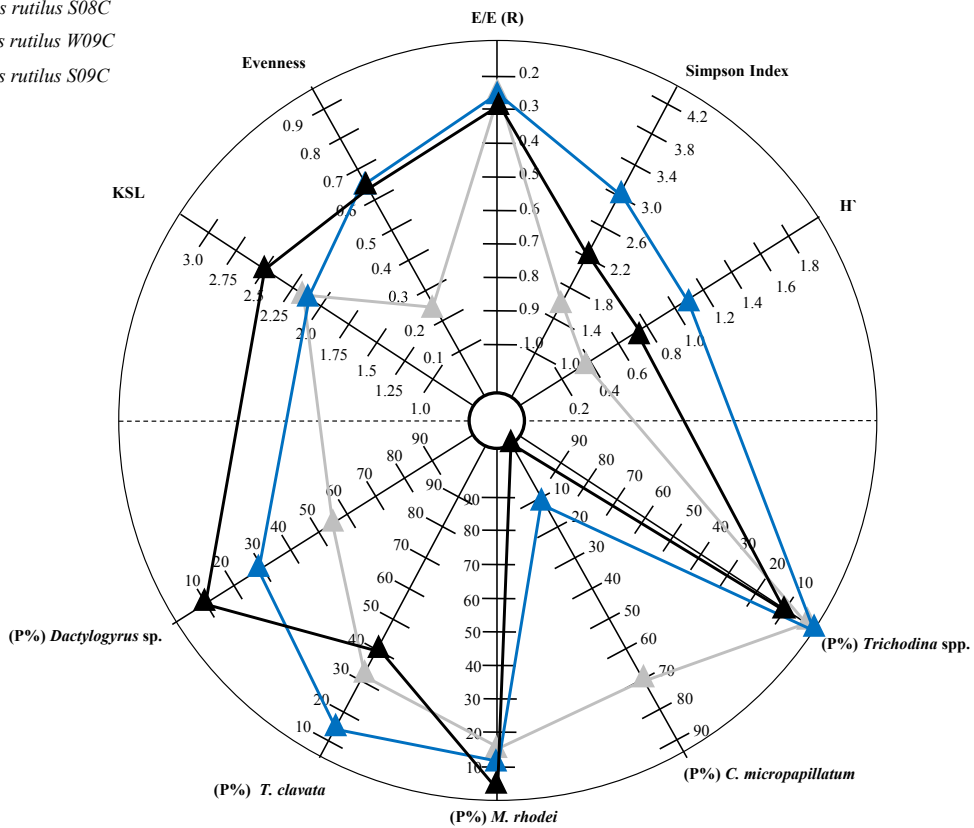
Wehr Benninghausen:

- ▲ *Rutilus rutilus* S08A
- ▲ *Rutilus rutilus* S09A



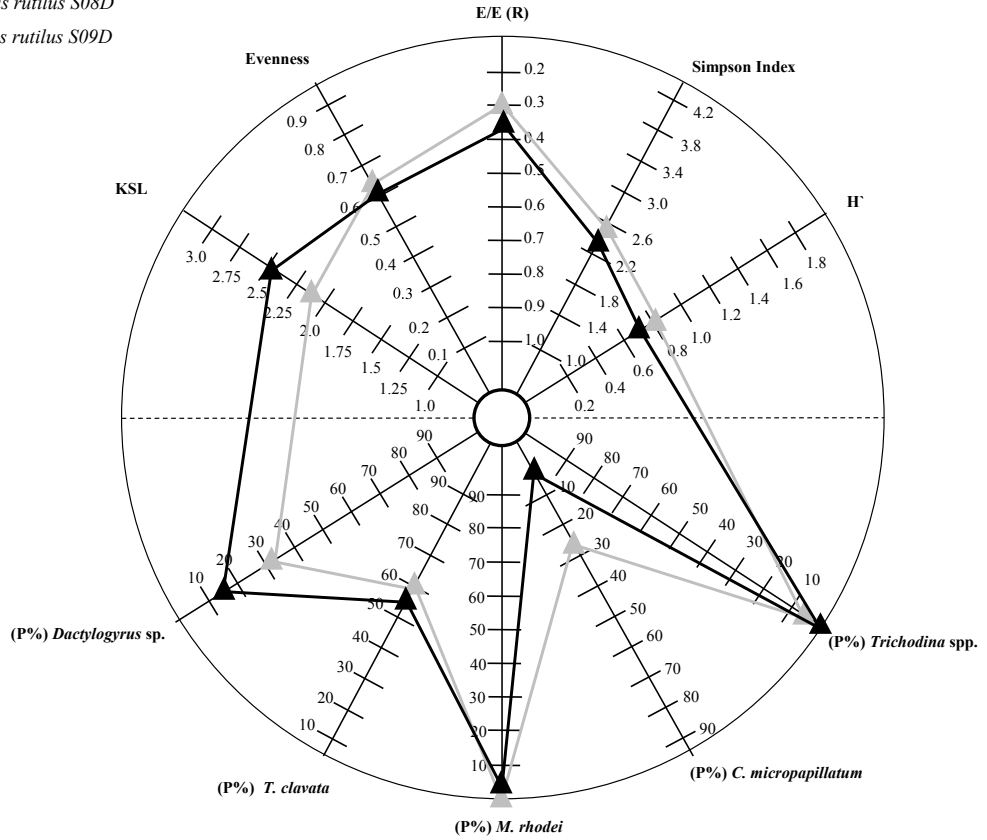
Wehr Uentrop:

- ▲ *Rutilus rutilus* S08C
- ▲ *Rutilus rutilus* W09C
- ▲ *Rutilus rutilus* S09C



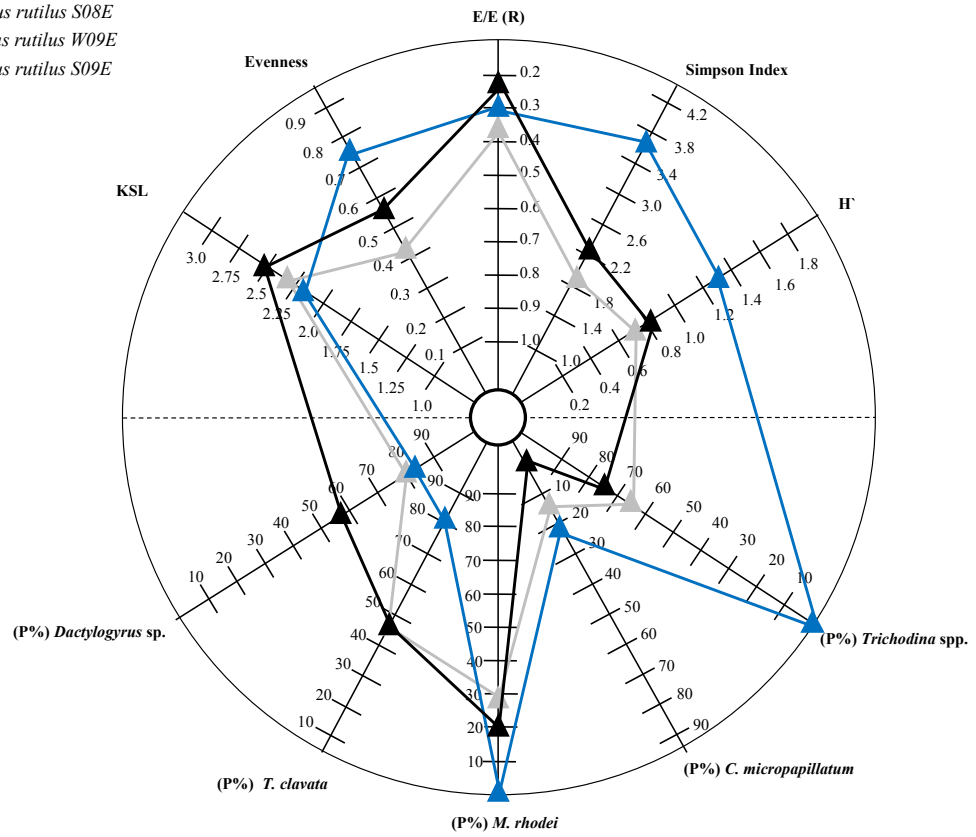
Wehr Buddenburg:

- ▲ *Rutilus rutilus* S08D
- ▲ *Rutilus rutilus* S09D



Deichseitengraben:

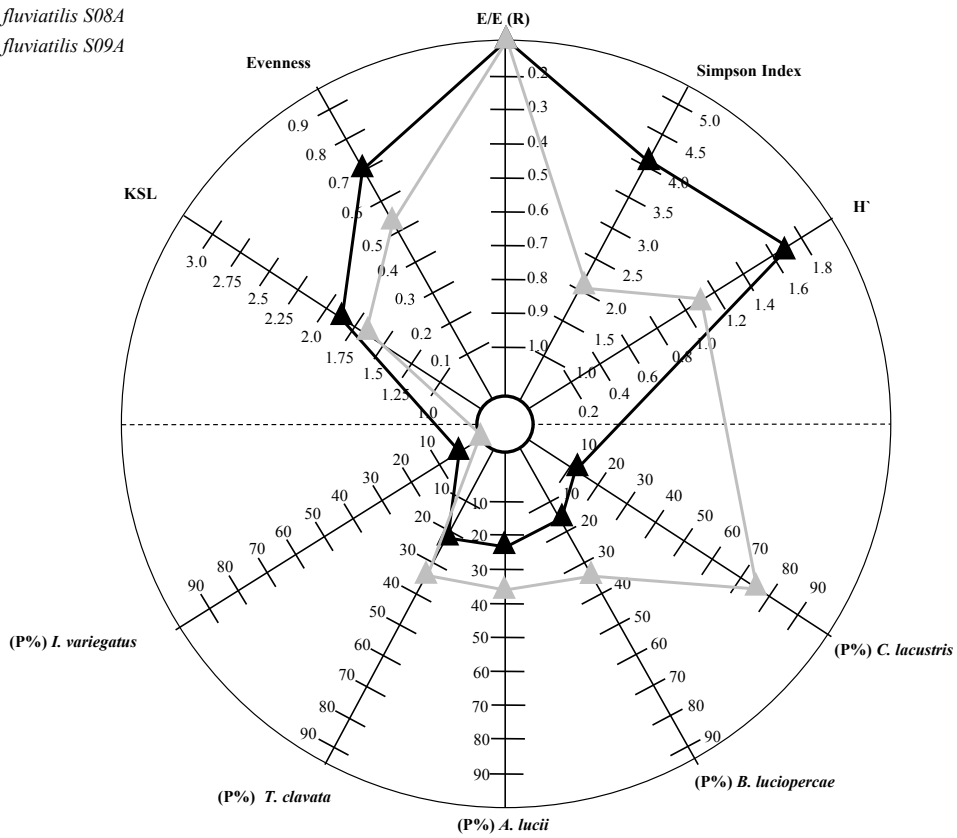
- ▲ *Rutilus rutilus* S08E
- ▲ *Rutilus rutilus* W09E
- ▲ *Rutilus rutilus* S09E



Annualität: Vergleich mit an *P. fluviatilis* angepassten Skalen

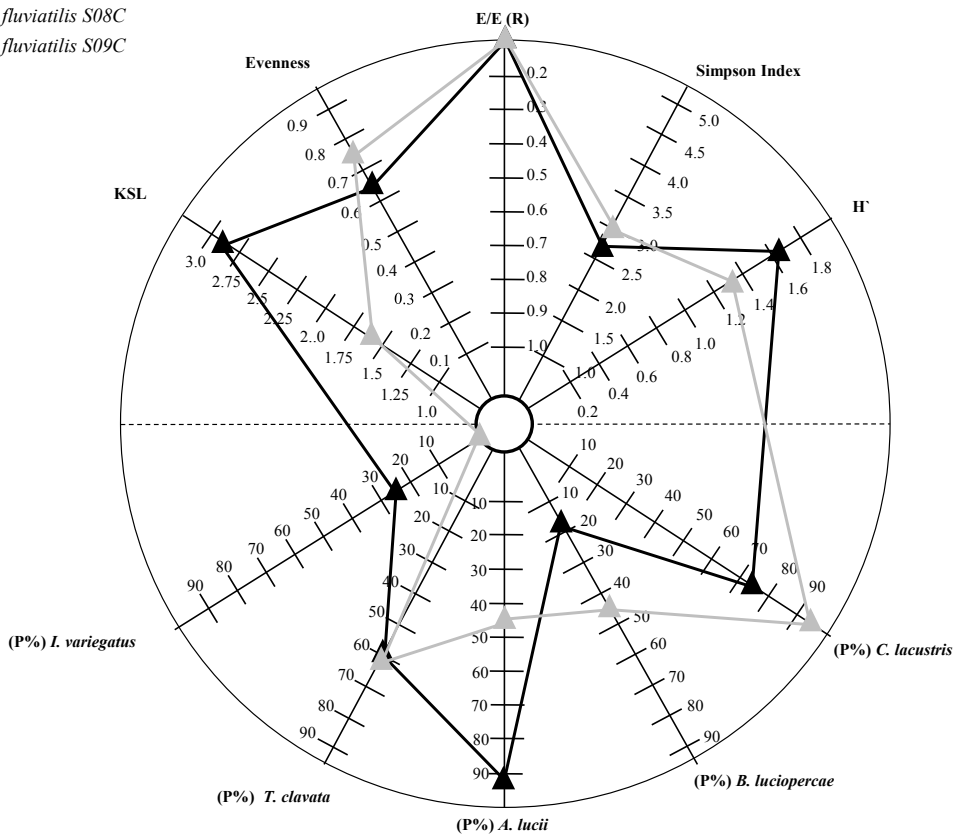
Wehr Benninghausen:

- ▲ *Perca fluviatilis* S08A
- ▲ *Perca fluviatilis* S09A



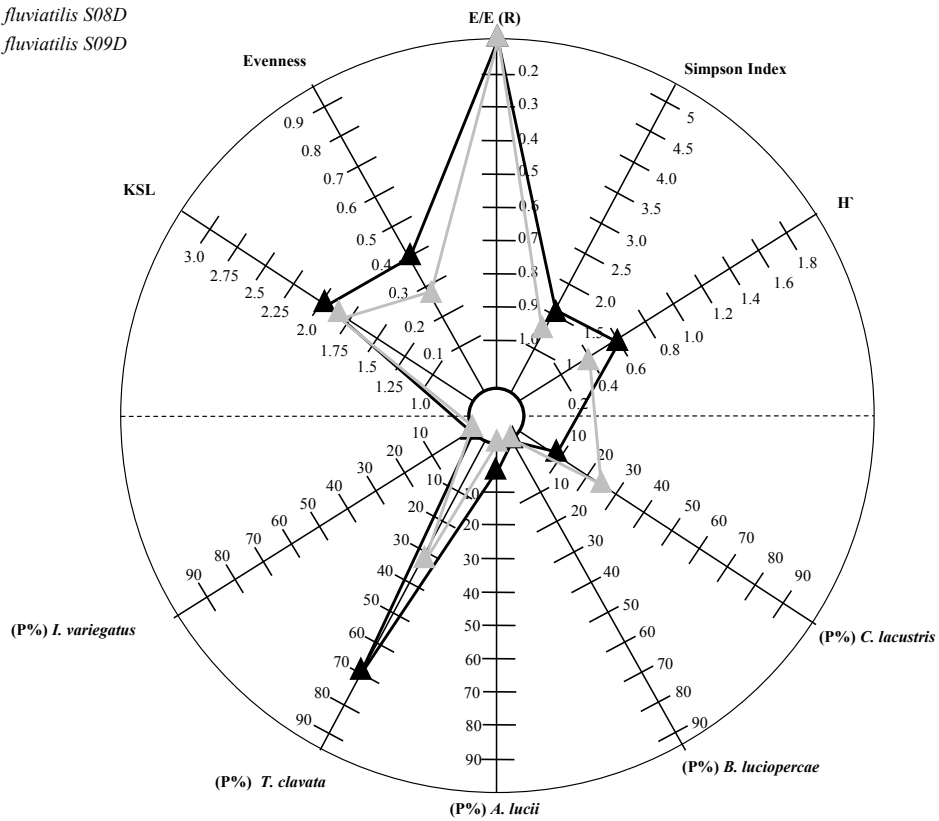
Wehr Uentrop:

- ▲ *Perca fluviatilis* S08C
- ▲ *Perca fluviatilis* S09C



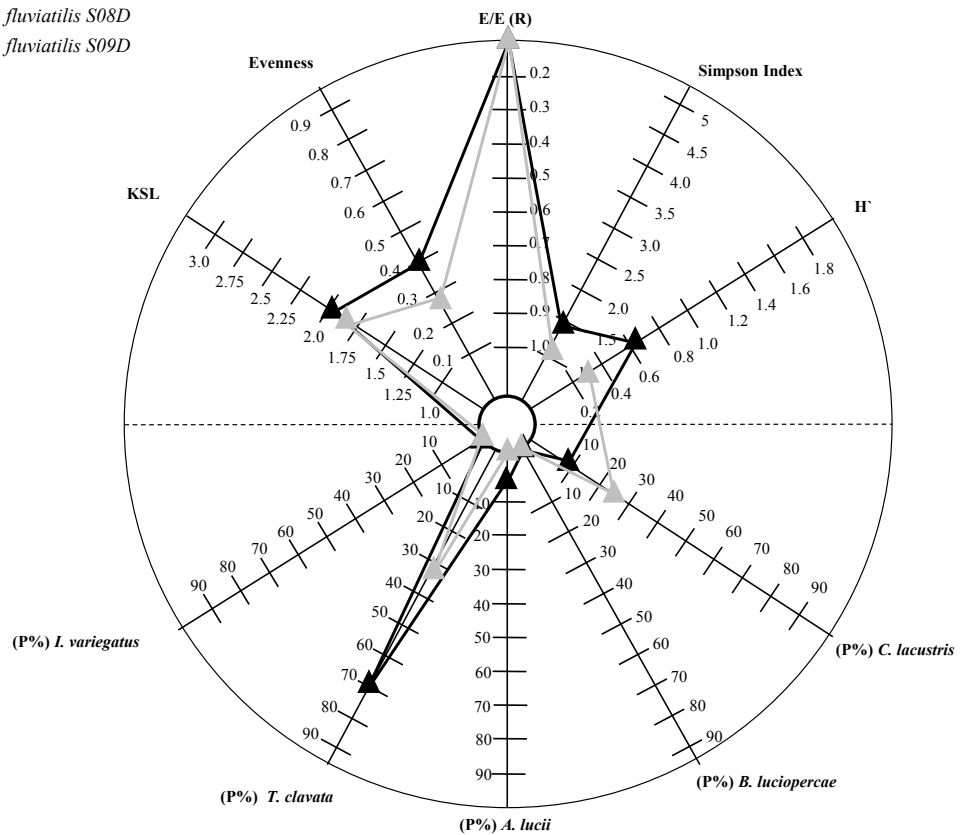
Wehr Buddenburg:

- ▲ *Perca fluviatilis* S08D
- ▲ *Perca fluviatilis* S09D



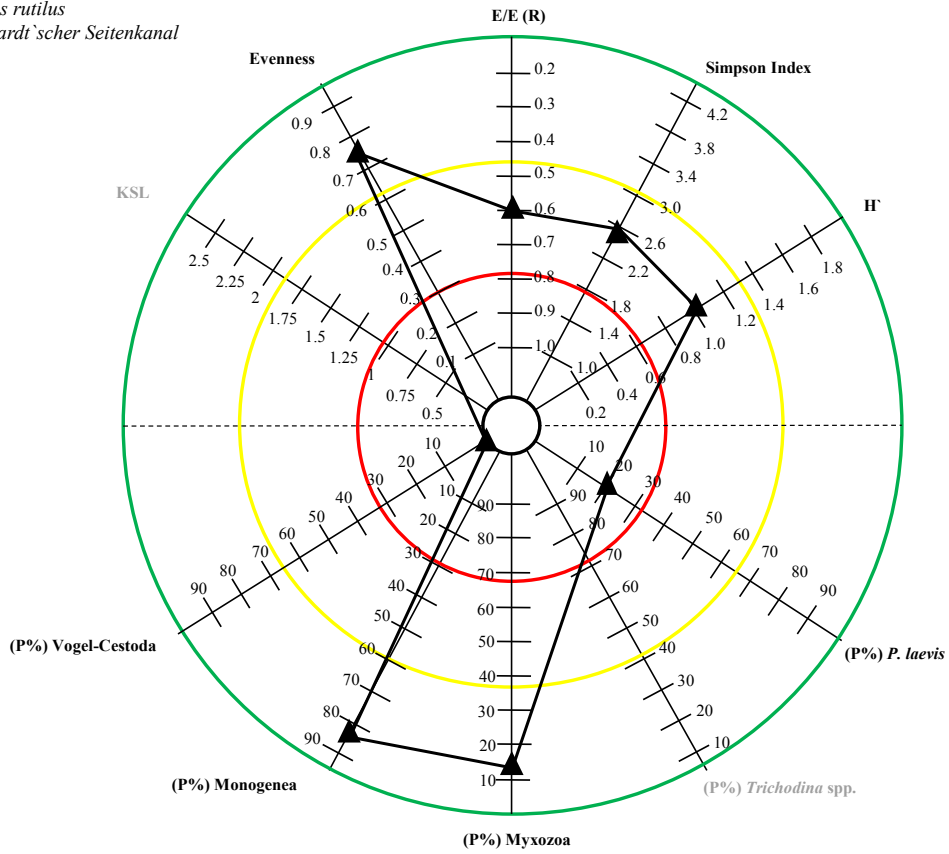
Deichseitengraben:

- ▲ *Perca fluviatilis* S08D
- ▲ *Perca fluviatilis* S09D

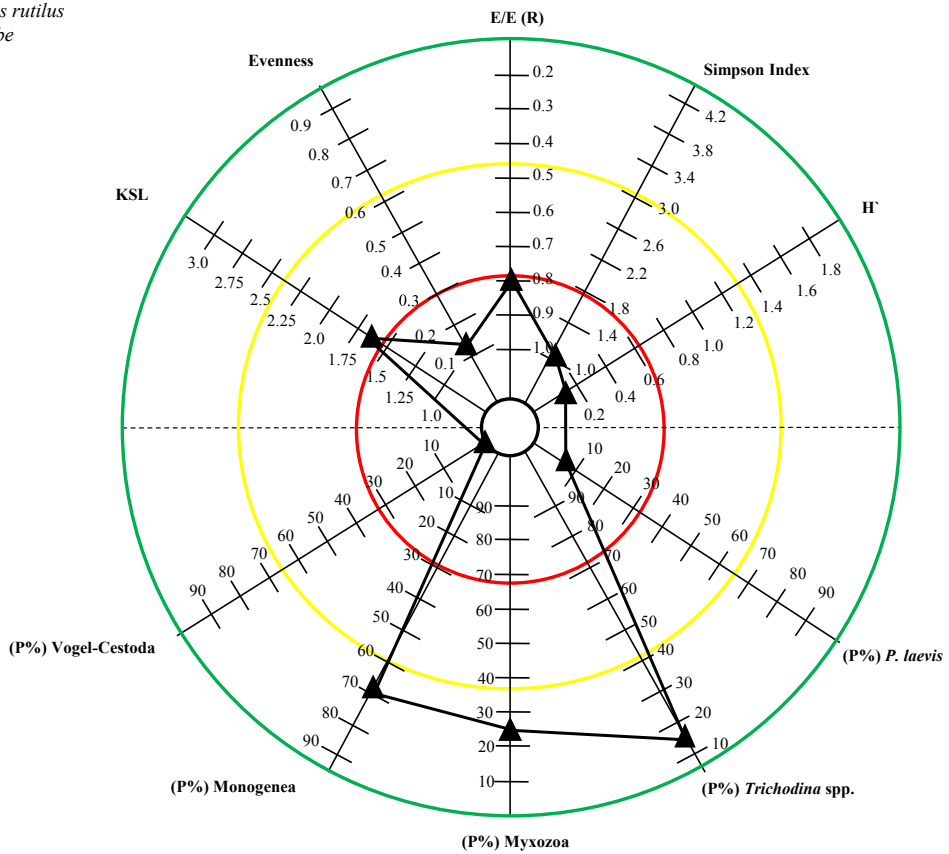


Gewässerstruktur/-zustand : Fließgewässer:

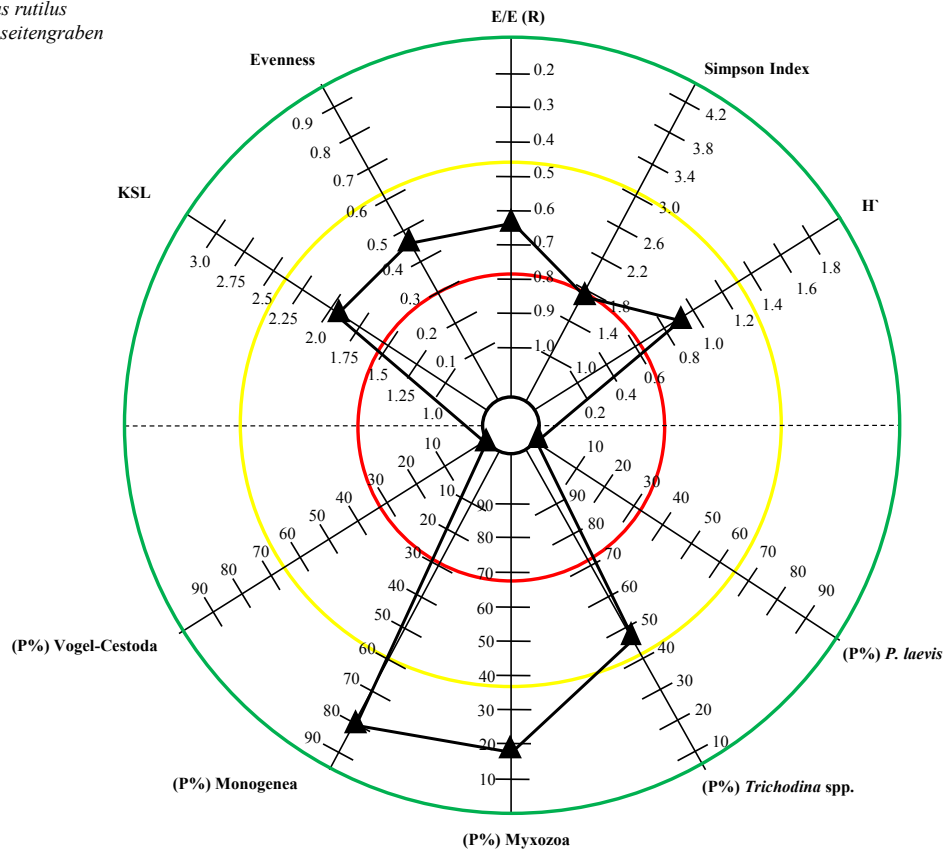
▲ *Rutilus rutilus*
Diergardt'scher Seitenkanal



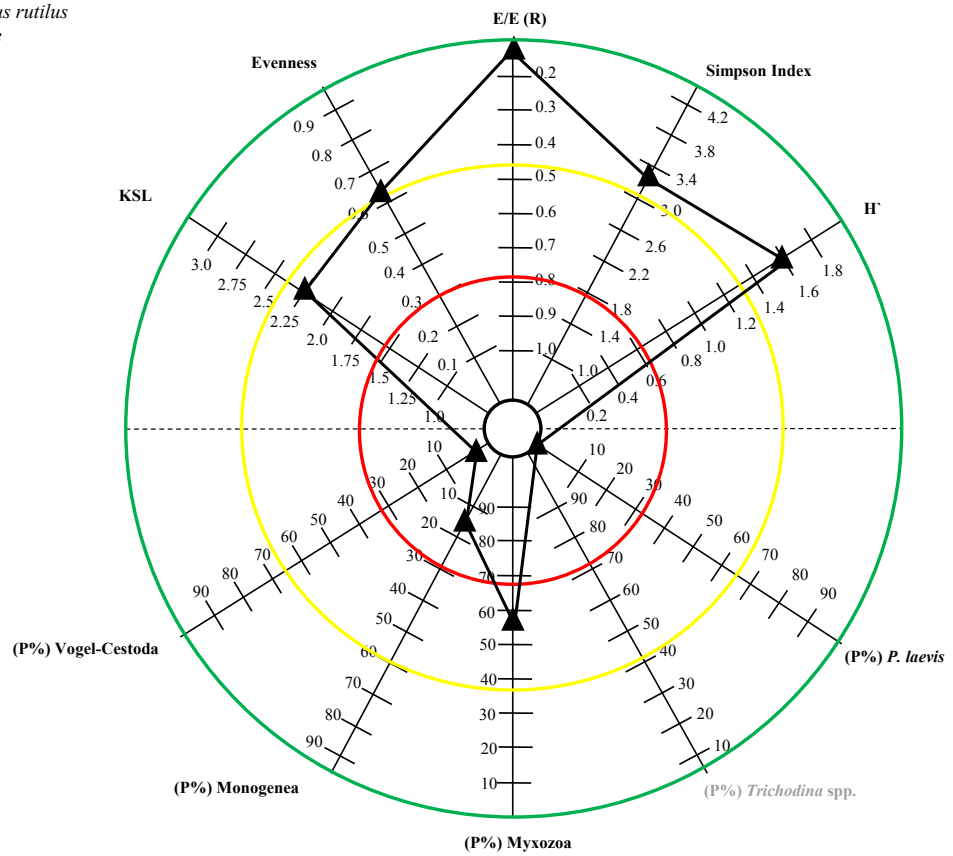
▲ *Rutilus rutilus*
Quabbe



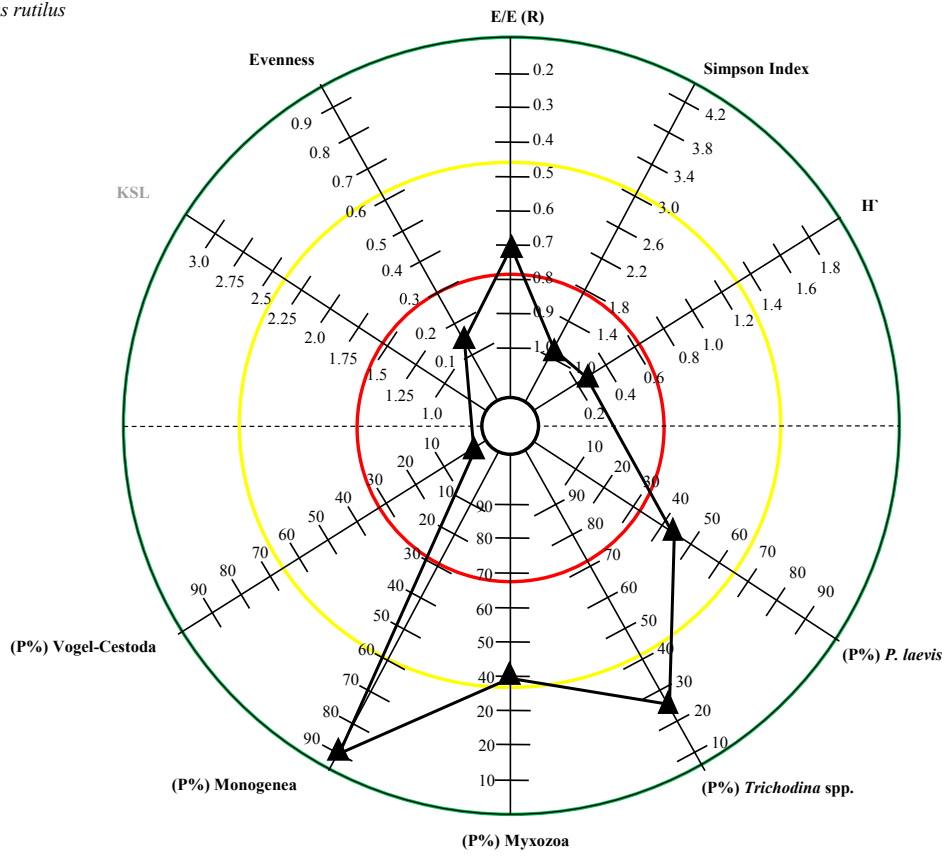
▲ *Rutilus rutilus*
Deichseitengraben



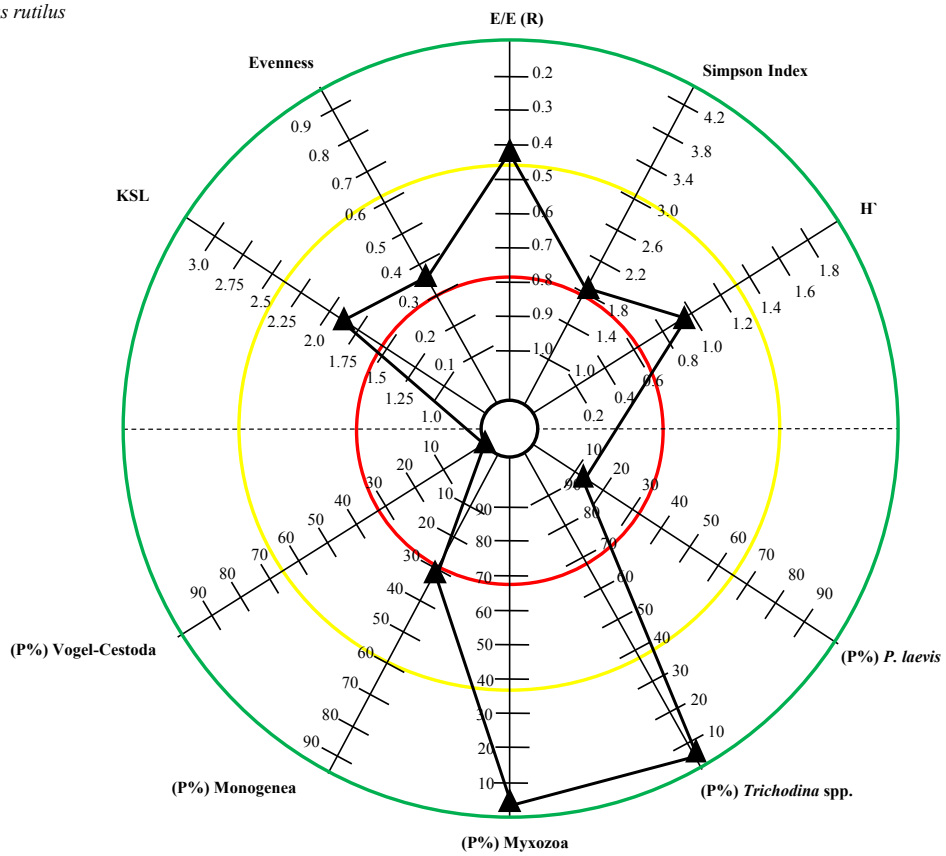
▲ *Rutilus rutilus*
Werse



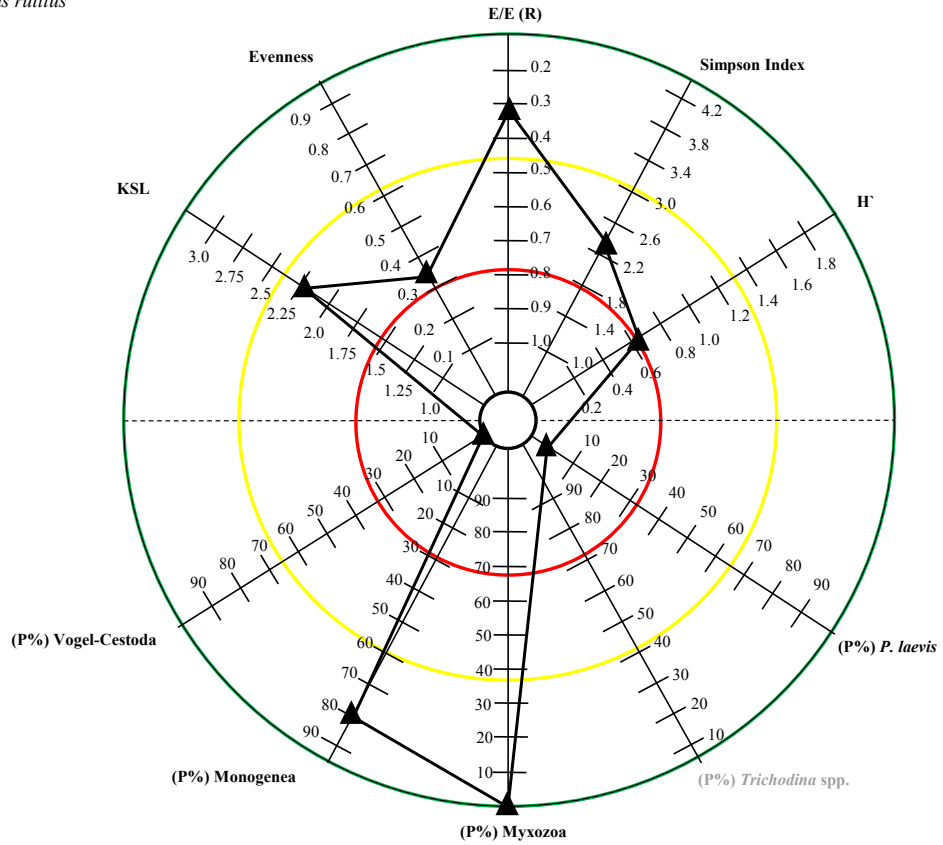
▲ *Rutilus rutilus*
Ruhr



▲ *Rutilus rutilus*
Lippe

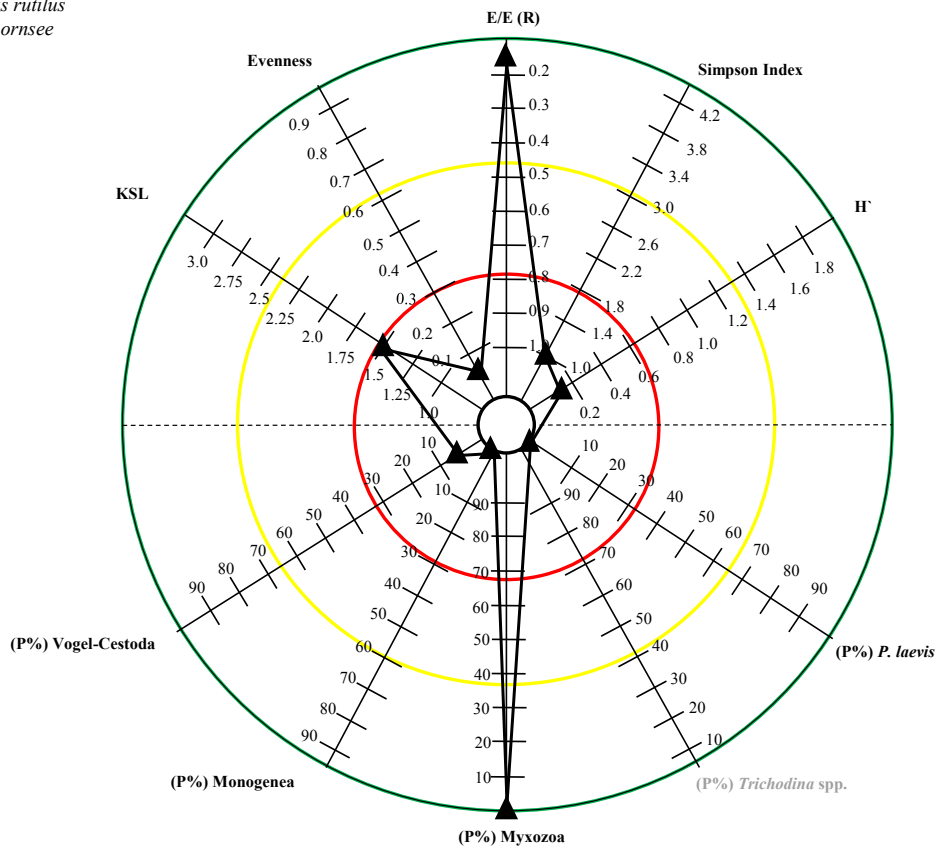


▲ *Rutilus rutilus*
Rhein

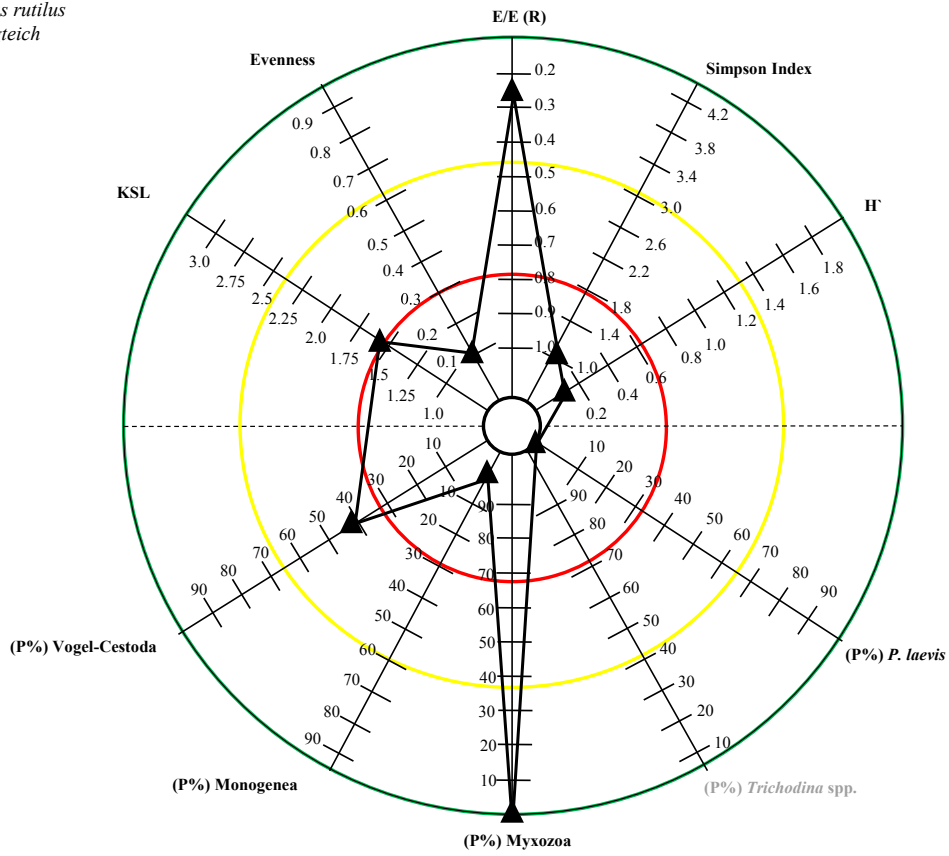


Stillgewässer:

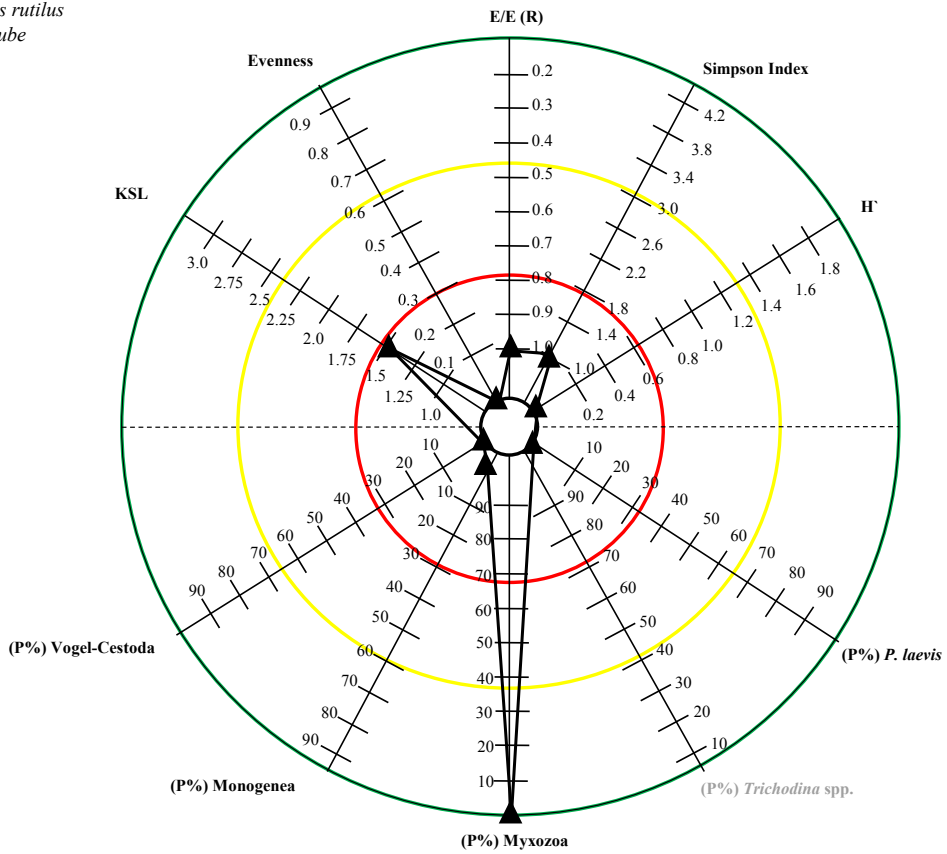
▲ *Rutilus rutilus*
Heidhornsee



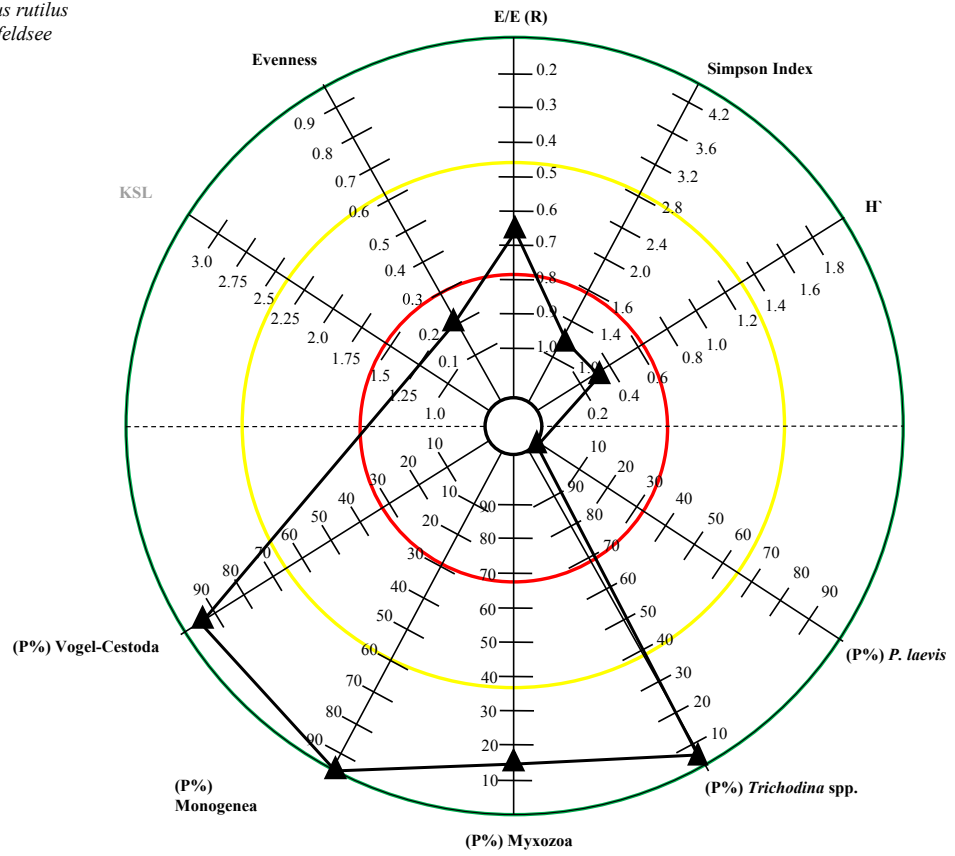
▲ *Rutilus rutilus*
Ödingteich



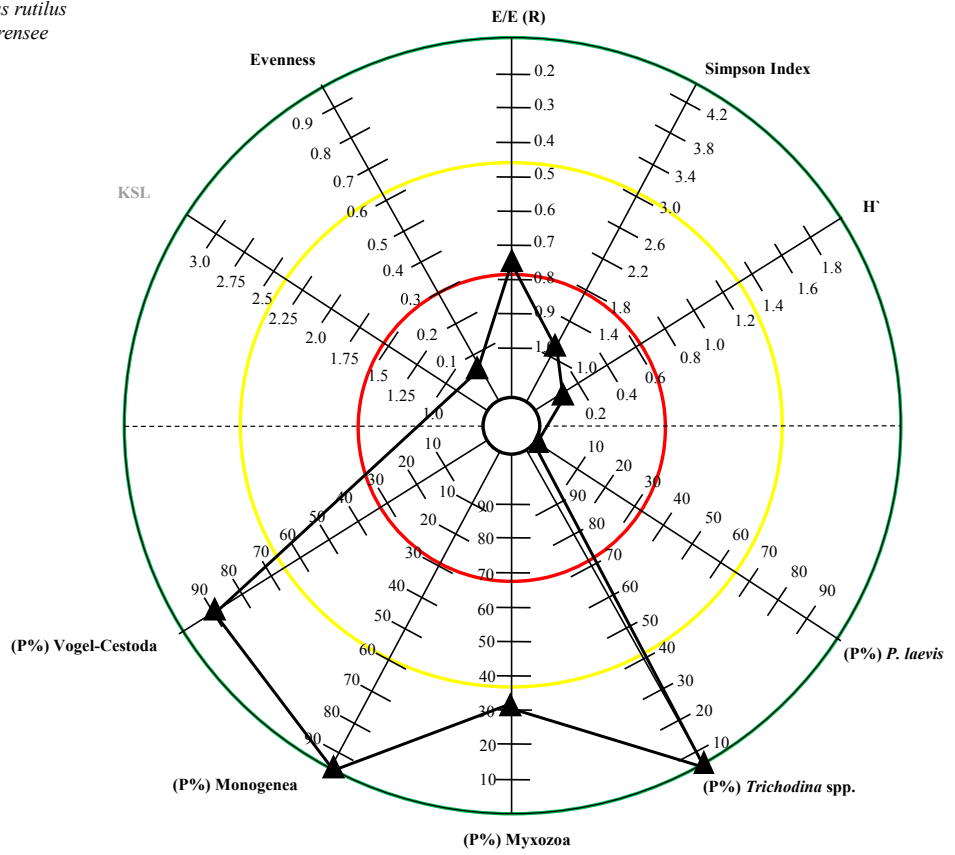
▲ *Rutilus rutilus*
Tongrube



▲ *Rutilus rutilus*
Dörpfeldsee

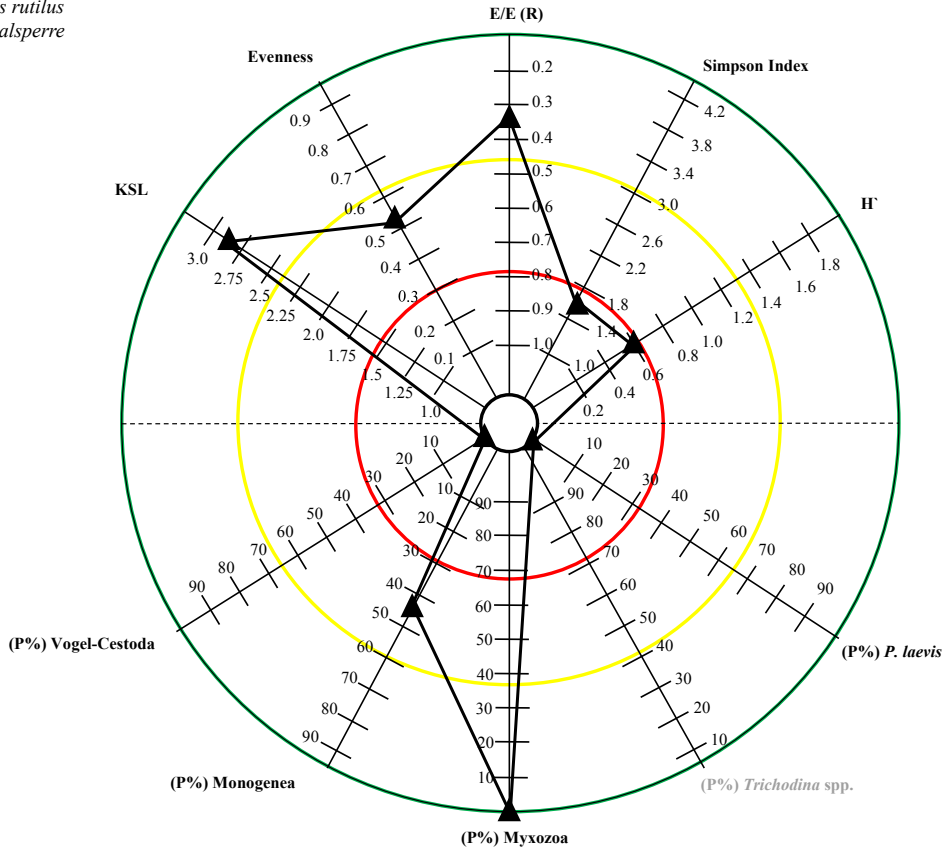


▲ *Rutilus rutilus*
Masurensee

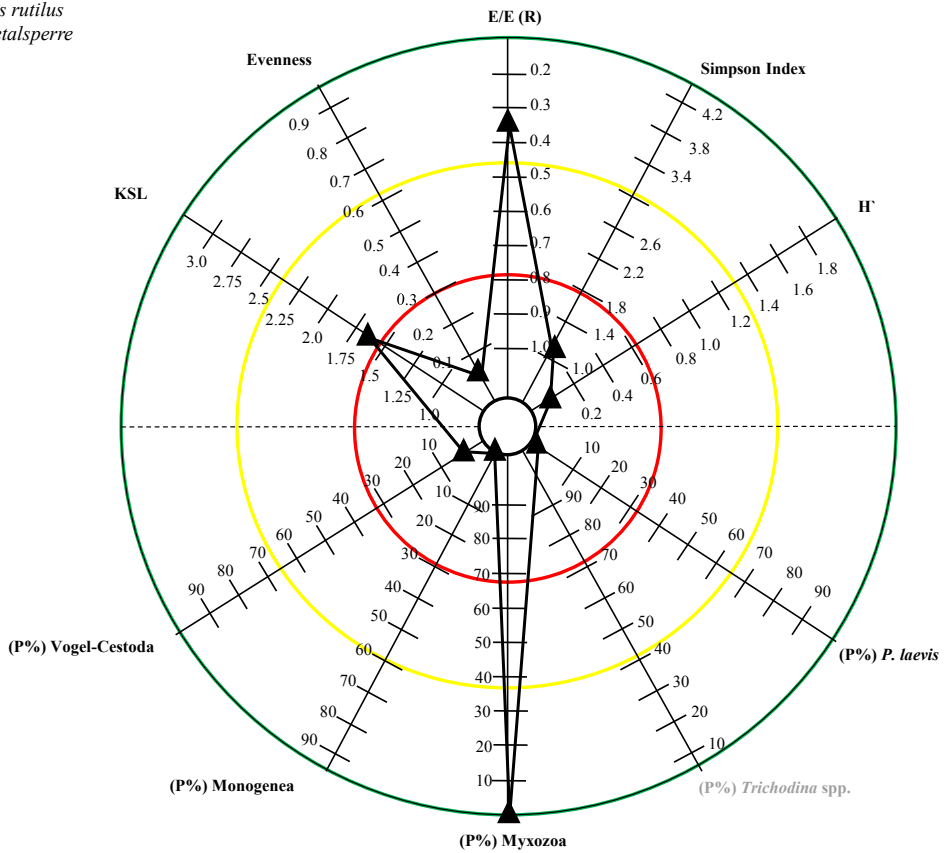


Talsperren:

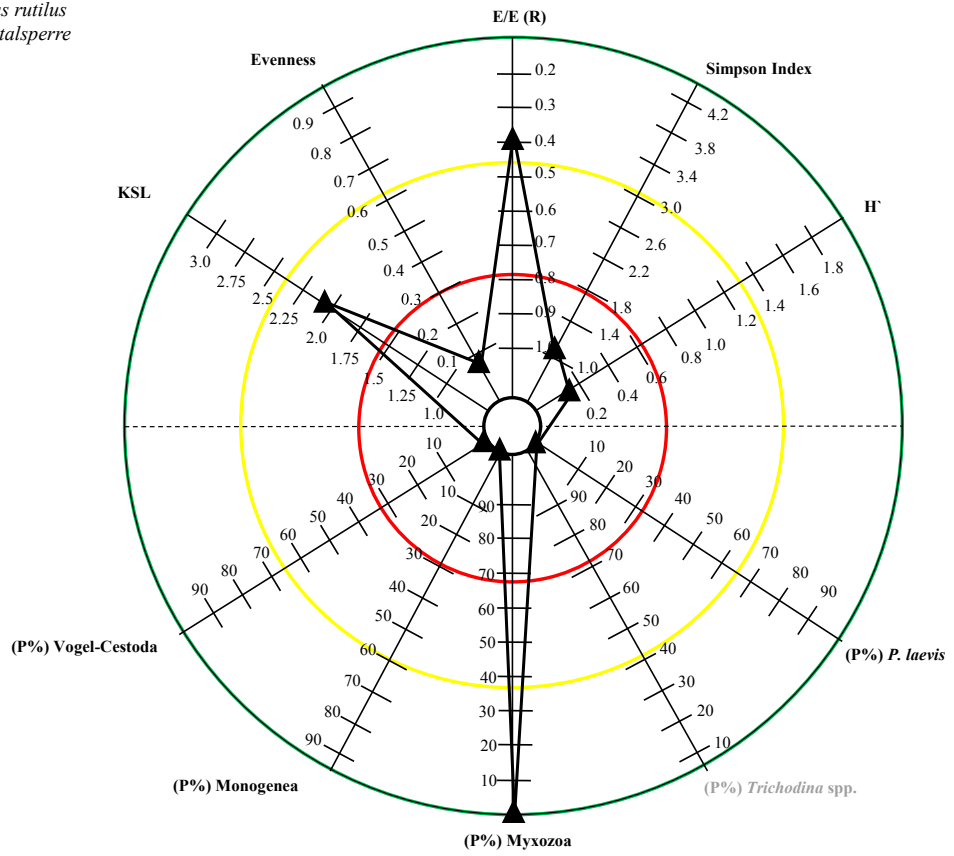
▲ *Rutilus rutilus*
Versetalsperre



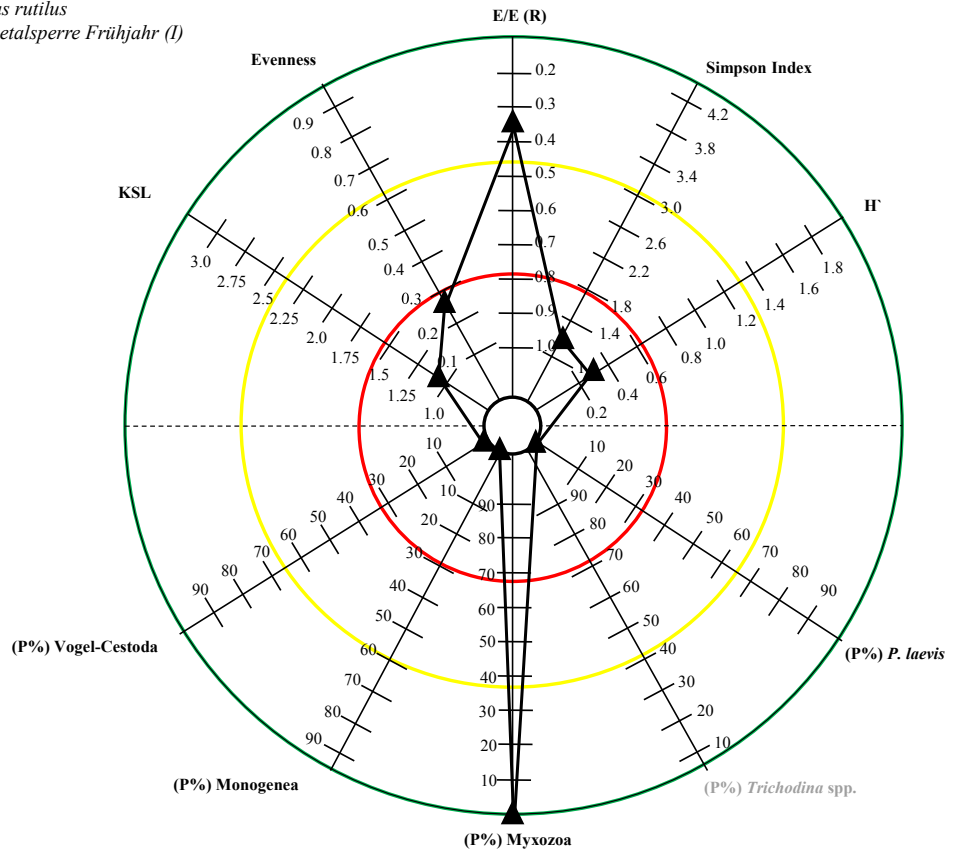
▲ *Rutilus rutilus*
Hennetalsperre



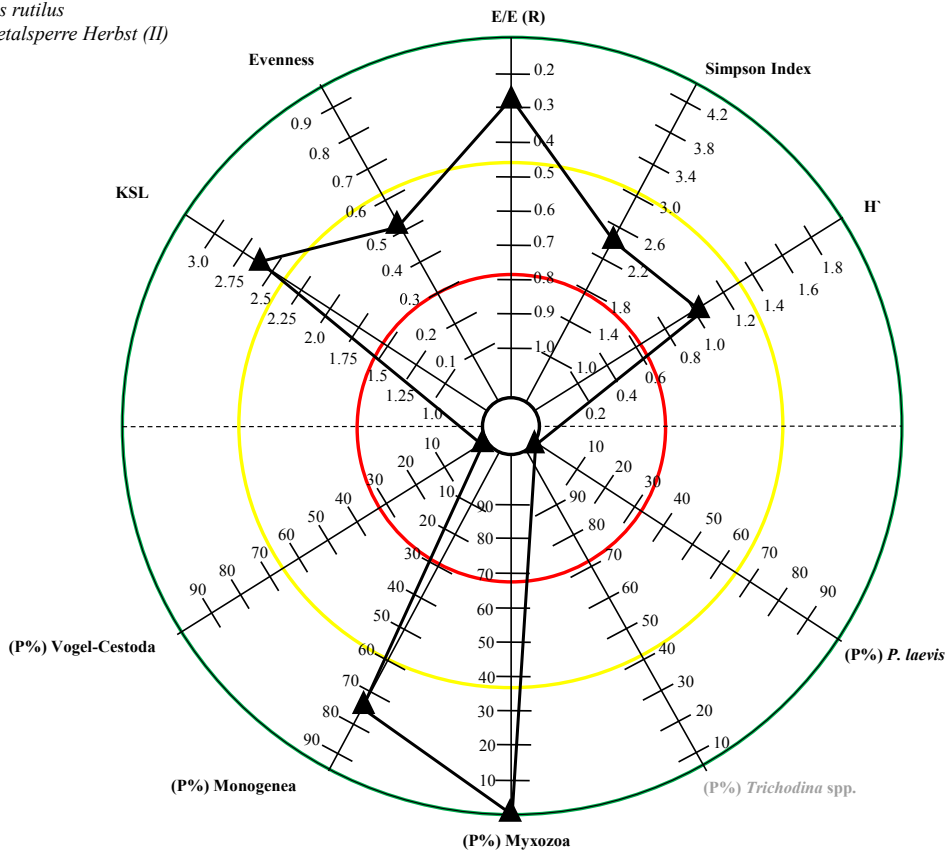
▲ *Rutilus rutilus*
Sorpetsalperre



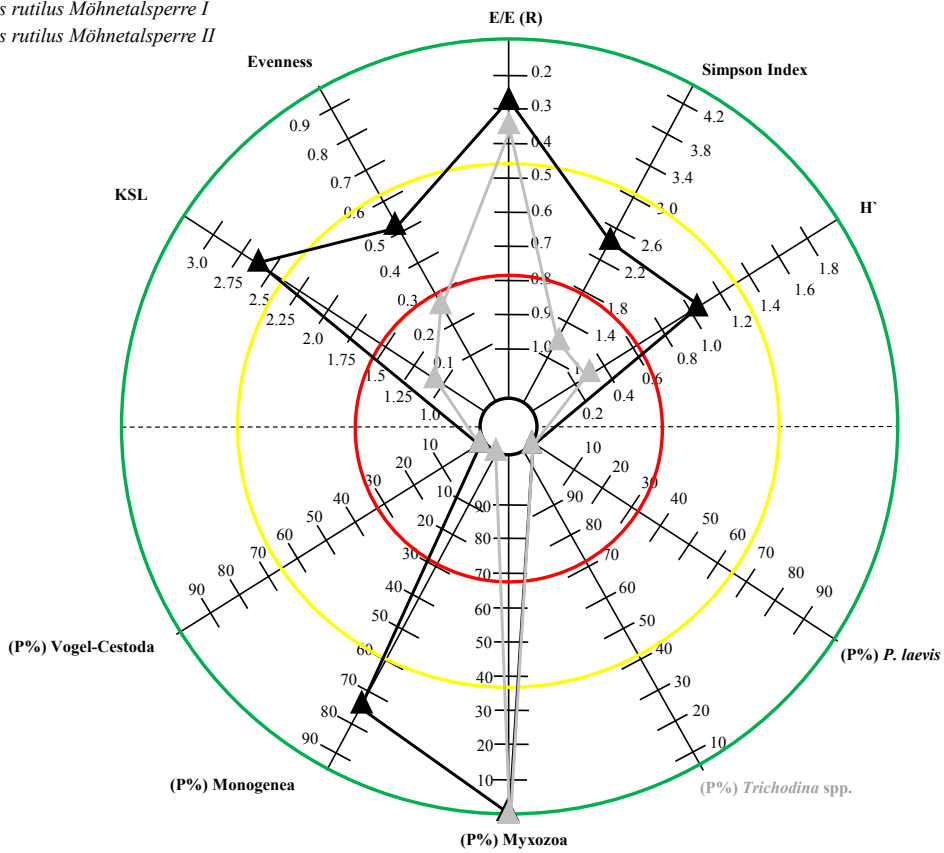
▲ *Rutilus rutilus*
Möhnetalsperre Frühjahr (I)



▲ *Rutilus rutilus*
Möhnetalsperre Herbst (II)



▲ *Rutilus rutilus* Möhnetalsperre I
▲ *Rutilus rutilus* Möhnetalsperre II



Anhang IX: Nahrungsökologische Untersuchungen.

GW: Gewässer, PN: Probenahme, DG/MG I: Darmgewicht/Magengewicht voll, DG/MG II: Darmgewicht/Magengewicht leer.

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	<i>Hygrobates fluvitatis</i>	<i>Theodoxus fluvitatis</i>	<i>Valvata piscinalis</i>	Hydrobiidae	Bivalvia indet.	Gastropoda indet.	Mollusca indet.	<i>Cyclops</i> sp.	<i>Gammarus</i> sp.	Crustacea indet.	Ephemeroptera-larve	Coleoptera	Trichoptera-larven	Nematocera-larven	Diptera indet.	Insecta indet.	Pflanzen	Plastik	
4	<i>R. r.</i>	Li	AS08	0,0	0,0						2 0,001			8 0,006										
6	<i>R. r.</i>	Li	AS08	2,7	0,8	1 0,002													1 0,001					
7	<i>R. r.</i>	Li	AS08	0,5	0,3									1 0,013	1 0,001			1 0,002						
8	<i>R. r.</i>	Li	AS08	2,9	1,1																2 0,003			
9	<i>R. r.</i>	Li	AS08	4,2	1,2															1 0,001		1,728		
10	<i>R. r.</i>	Li	AS08	0,5	0,1																1 0,009	0,189		
14	<i>R. r.</i>	Li	AS08	9,4	2,9		1 0,056															3,831		
15	<i>R. r.</i>	Li	AS08	1,9	0,5																	1 0,004	0,085	
16	<i>R. r.</i>	Li	AS08	7,4	1,7						1 0,004												0,995	
17	<i>R. r.</i>	Li	AS08	5,5	1,3						2 0,067										1 0,008		1,233	
18	<i>R. r.</i>	Li	AS08	3,7	1,3								1 0,002										2 0,001	0,155
20	<i>R. r.</i>	Li	AS08	1,4	0,4												1 0,004						0,214	
21	<i>R. r.</i>	Li	AS08	3	0,9											1 0,017		7 0,314	2 0,002				0,368	
22	<i>R. r.</i>	Li	AS08	2,8	0,6																		1 0,007	
24	<i>R. r.</i>	Li	AS08	1,3	0,5	1 0,002																	1 0,001	0,076

11	R. r.	Li	CS08	2,5	1,0												0,206	
12	R. r.	Li	CS08	1,9	0,8												0,286	
13	R. r.	Li	CS08	1,7	0,6								1 0,001				0,112	
14	R. r.	Li	CS08	2	0,9												0,593	
15	R. r.	Li	CS08	1,8	0,7		1 0,008										0,497	
16	R. r.	Li	CS08	3,1	1,3		2 0,003								1 0,001		0,684	
17	R. r.	Li	CS08	1	0,4					1 0,001							0,02	
18	R. r.	Li	CS08	2,3	0,9												0,137	
19	R. r.	Li	CS08	2,7	1,1												0,487	
20	R. r.	Li	CS08	1,3	0,5												0,159	
21	R. r.	Li	CS08	2,4	0,8				1 0,001	1 0,001							0,978	
22	R. r.	Li	CS08	1,2	0,6												0,028	
23	R. r.	Li	CS08	1,1	0,5	2 0,002			3 0,003	4 0,008							0,041	
24	R. r.	Li	CS08	1,7	0,8												0,01	
25	R. r.	Li	CS08	0,6	0,3	1 0,001			1 0,001	1 0,006							0,097	
26	R. r.	Li	CS08	7,4	2,2										2 0,032		2,304	
27	R. r.	Li	CS08	12	3,8				1 0,001						1 0,001	2 0,003	2,14	
28	R. r.	Li	CS08	1,9	0,8												0,363	
29	R. r.	Li	CS08	12	3,3				2 0,003					9 0,010	5 0,003		5,671	
30	R. r.	Li	CS08	4,1	1,5	1 0,001											0,08	
31	R. r.	Li	CS08	1,8	0,7												0,24	
32	R. r.	Li	CS08	2,1	0,7	1 0,001			2 0,003	1 0,003					1 0,001		0,24	
33	R. r.	Li	CS08	2,1	1												0,04	
F%						27,27	9,09	6,06	24,24	3,03	18,18	6,06	3,03	3,03	3,03	24,24	3,03	93,94
W%						0,10	2,18	0,07	0,14	0,01	0,13	0,28	0,01	0,01	0,06	0,08	0,02	96,93

3	R. r.	Li	ES08	1,7	0,7													1 0,001	3 0,003			0,319
4	R. r.	Li	ES08	1,9	0,9																	0,7
5	R. r.	Li	ES08	11,4	5,0													2 0,002				4,137
6	R. r.	Li	ES08	5,5	2,2													1 0,001				1,525
7	R. r.	Li	ES08	2,1	1,0										1 0,001			1 0,001				0,402
8	R. r.	Li	ES08	2,1	0,8										1 0,004				1 0,006			0,867
9	R. r.	Li	ES08	2,2	0,7																	0,874
10	R. r.	Li	ES08	6,7	2,6		1 0,025				8 0,353	3 0,166						2 0,004	1 0,001			1,729
11	R. r.	Li	ES08	7,7	3,7					1 0,004					1 0,001		2 0,003	3 0,002	3 0,003			2,578
12	R. r.	Li	ES08	12	5,7			16 0,403		9 0,283									5 0,005			4,48
13	R. r.	Li	ES08	6,3	2,3										1 0,002					3 0,002		2,645
14	R. r.	Li	ES08	2,1	1,2					11 0,275					1 0,008					49 0,095		
15	R. r.	Li	ES08	3,2	1,2														1 0,002			1,034
16	R. r.	Li	ES08	8,8	4,6			42 0,322		19 1,554												0,054
17	R. r.	Li	ES08	1,2	0,3					3 0,001					4 0,002	6 0,006	5 0,019	3 0,016				0,233
18	R. r.	Li	ES08	8,6	4,1				93 1,937													0,571
19	R. r.	Li	ES08	4,3	2,1		1 0,001			3 0,033								6 0,007				1,055
20	R. r.	Li	ES08	5,4	2,1														1 0,001			2,436
21	R. r.	Li	ES08	1,4	0,6		3 0,002								1 0,001				3 0,002			0,28
22	R. r.	Li	ES08	11	4,6			1 0,002		3 0,026				3 0,002	1 0,001			12 0,009				4,914
23	R. r.	Li	ES08	6,1	2,9													4 0,010				1,731

24	<i>R. r.</i>	Li	ES08	2	0,7																		0,645
25	<i>R. r.</i>	Li	ES08	2,1	0,9									1		34	8					3	0,409
26	<i>R. r.</i>	Li	ES08	1,7	0,7																		0,695
27	<i>R. r.</i>	Li	ES08	1,4	0,7																		0,388
28	<i>R. r.</i>	Li	ES08	2,8	1																1		0,859
29	<i>R. r.</i>	Li	ES08	1,3	0,6			2				14		30		11	1	1					0,128
30	<i>R. r.</i>	Li	ES08	1,3	0,5											5	2	1					0,418
31	<i>R. r.</i>	Li	ES08	2,3	0,9																		1,114
32	<i>R. r.</i>	Li	ES08	6,3	2,6				26							4	23						1,016
33	<i>R. r.</i>	Li	ES08	2,4	1,1			11						1		13	16						0,188
34	<i>R. r.</i>	Li	ES08	2,6	1	1		3						4		3	3						0,803
35	<i>R. r.</i>	Li	ES08	5,4	1,9			10			29					5	7						1,001
F%						2,86	2,86	85,71	11,43	2,86	14,29	14,29	5,71	2,86	2,86	28,57	8,57	20,00	48,57	31,43	5,71	8,57	97,14
W%						0,00	0,05	0,45	2,48	4,35	0,61	6,26	0,38	0,02	0,00	0,07	0,03	0,23	1,45	0,05	0,01	0,21	84,04
N%						0,15	0,15	4,56	12,92	14,13	2,58	10,64	0,61	2,13	0,46	6,84	1,22	10,03	16,41	3,34	0,30	8,36	5,17
IRI						0,4	0,6	429,2	175,9	52,8	45,6	241,5	5,7	6,1	1,3	197,3	10,7	205,3	867,7	106,6	1,8	73,4	8666,2

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	Gastropoda indet.	Bivalvia indet.	Mollusca indet.	<i>Chydorus sphaericus</i>	<i>Cyprid ophthalinica</i>	<i>Cyclops sp.</i>	Crustacea indet.	Nematocera- larven	Insecta indet.	Pflanzen
1	<i>R. r.</i>	Li	FS08	0,9	0,4								2 0,001		1 0,019
2	<i>R. r.</i>	Li	FS08	1,1	0,7								5 0,002	1 0,001	1 0,035
3	<i>R. r.</i>	Li	FS08	1,7	0,7								7 0,001		1 0,396
4	<i>R. r.</i>	Li	FS08	1,7	0,6				4 0,002	2 0,002	1 0,001		4 0,003		1 0,692
5	<i>R. r.</i>	Li	FS08	1,5	0,7			4						1	1 0,213

								0,076					0,004		
6	R. r.	Li	FS08	0,7	0,4				1 0,001		2 0,001	1 0,001	18 0,009	1 0,005	
7	R. r.	Li	FS08	0,6	0,3	2 0,003							3 0,003	1 0,012	
8	R. r.	Li	FS08	1,3	0,5									1 0,395	
9	R. r.	Li	FS08	1,1	0,4						1 0,001			1 0,318	
10	R. r.	Li	FS08	3,2	1,3		1 0,022						2 0,002	1 0,938	
11	R. r.	Li	FS08	3,1	1,1		1 0,639			1 0,001			1 0,001	1 0,340	
12	R. r.	Li	FS08	3,1	1,5		1 0,382						1 0,001	1 0,013	
13	R. r.	Li	FS08	0,6	0,2									1 0,035	
F%						7,69	23,08	7,69	15,39	15,39	23,08	7,69	61,54	23,08	100,00
W%						0,07	22,95	1,67	0,07	0,07	0,07	0,02	0,44	0,17	74,47
N%						2,47	3,70	4,94	6,17	6,17	6,17	1,24	49,38	6,17	16,05
IRI						19,5	615,2	50,9	96,0	58,0	144,0	9,7	3066,0	146,5	9052,1

Nr	Art	GW	PN	DGI	DGII	Daphnia pulex	Eurycerus lamellatus	Cypria ophthalmica	Cyclops strenuus	Chelicorophium curvispinum	Dikerogammarus villosus	Echinogammarus sp.	Gammarus pulex	Gammarus sp.	Gammaridae indet.	Asellus aquaticus	Crustacea indet.	Ephemeropteralarven	Odonatalarven	Plecopteralarven	Corixa punctata	Dytiscus marginalis	Trichopteralarven	Culex sp. Puppe	Nematocera	Nematoceralarven	Nematocera-puppen	Musca domestica	Tabanidae larven	Insecta indet.	Teleostei	Pflanzen	
1	P. f.	Li	AS08	1,8	0,8								4 0,092									1 0,013									3 0,641	0,008	
2	P. f.	Li	AS08	2,0	0,8	6 0,001			1 0,001				20 0,490						1 0,005				1 0,021			1 0,002	11 0,004					1 0,491	
3	P. f.	Li	AS08	2,5	0,7																			1 0,037								2 1,368	
4	P. f.	Li	AS08	1,1	0,7														2 0,009								1 0,002					1 0,244	
5	P.	Li	AS0	0,7	0,4																						3					1	

	f.		8																							0,001										0,094
6	P. f.	Li	AS0 8	1,3	0,7							4 0,08 3	2 0,02 0	17 2,80 1												1 0,001	1 0,02 9				1 0,00 6	1 0,049				
7	P. f.	Li	AS0 8	0,6	0,4									5 0,05 2												14 0,023	1 0,02 9				3 0,04 6	1 0,018				
8	P. f.	Li	AS0 8	0,6	0,4		2 0,00 2	1 0,00 1							1 0,04 9												5 0,00 7									
9	P. f.	Li	AS0 8	1,2	0,3							3 0,09 7														2 0,03 1								1 0,659		
10	P. f.	Li	AS0 8	0,8	0,6				2 0,03 6	3 0,11 5		1 0,01 3	3 0,02 8							2 0,00 7																
11	P. f.	Li	AS0 8	2,1	0,8																													1 1,024		
12	P. f.	Li	AS0 8	2,1	0,6																					1 0,001		1 0,00 4					1 1,168			
13	P. f.	Li	AS0 8	4,2	0,7								2 0,02 4	1 0,03 0												1 0,001							4 2,763			
14	P. f.	Li	AS0 8	0,6	0,2							8 0,10 0	2 0,02 4	10 0,05 0						1 0,00 9						41 0,062	7 0,03 4		1 0,00 8	1 0,00 6						
15	P. f.	Li	AS0 8	4,6	0,8																												4 3,000			
16	P. f.	Li	AS0 8	1,1	0,4							1 0,05 3								1 0,01 2												1 0,265	0,22 0			
17	P. f.	Li	AS0 8	0,7	0,5																					1 0,001								0,02 0		
18	P. f.	Li	AS0 8	0,8	0,3				1 0,03 6				8 0,09 1					2 0,28 1		1 0,00 6	1 0,01 7					14 0,037	1 0,00 4			1 0,00 2	1 0,051					
19	P. f.	Li	AS0 8	1,3	0,7																												1 0,435			
20	P. f.	Li	AS0 8	1,5	0,9																													1 0,081		
21	P. f.	Li	AS0 8	1,8	0,5																														2 0,932	
F%							4,76	4,76	4,76	4,76	4,76	9,52	4,76	14,3	19,0	23,8	9,52	4,76	14,2	4,76	4,76	14,2	4,76	14,2	9,52	4,76	52,38	19,0	4,76	4,76	19,0	85,71	14,2			

							0,033			0,109				0,001				
4	<i>P. f.</i>	Li	DS08	0,8	0,2											2 0,282		0,185
5	<i>P. f.</i>	Li	DS08	2,5	0,6				15 0,420	10 0,080	6 0,123	8 0,093				4 1,026		0,013
6	<i>P. f.</i>	Li	DS08	1,7	0,8			1 0,091	6 0,281	5 0,138		3 0,062	1 0,002			2 0,305		
7	<i>P. f.</i>	Li	DS08	1,3	1,0													0,026
8	<i>P. f.</i>	Li	DS08	1,6	1,2													0,043
10	<i>P. f.</i>	Li	DS08	0,9	0,6							1 0,016						0,052
11	<i>P. f.</i>	Li	DS08	3,6	0,6											1 2,868		
12	<i>P. f.</i>	Li	DS08	1,2	0,2	1 0,006				4 0,040							10,769	
F%						9,09	9,09	9,09	27,27	36,36	9,09	27,27	9,09	9,09	9,09	45,46	9,09	54,55
W%						0,08	0,46	1,27	11,07	5,11	1,71	2,38	0,03	0,14	0,14	62,60	10,72	4,54
N%						0,96	4,81	0,96	29,81	26,92	5,77	11,54	0,96	0,96	0,96	9,62	0,96	5,77
IRI						9,5	47,9	20,3	1114,7	1165,0	68,0	379,7	9,0	8,9	8,9	3282,4	106,2	562,5

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	Gastropoda indet.	<i>Chydorus sphaericus</i>	<i>Daphnia pulex</i>	<i>Cyprina ophthalmica</i>	<i>Cypridopsis vidua</i>	<i>Cyclops s tremuus</i>	<i>Orconectes limosus</i>	<i>Hemimysis anomala</i>	<i>Gammarus sp.</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	Crustacea indet.	Ephemeroptera- larven	<i>Dytiscus magnalis</i>	<i>Noterus clavicornis</i>	Trichoptera- larven	Nematocera- larven	Nematocera- puppen	Insecta indet.	Teleostei	Pflanzen	
1	<i>P. f.</i>	Li	ES08	0,6	0,4							1 1,442		1 0,014	2 0,009	2 0,003										
2	<i>P. f.</i>	Li	ES08	6,8	2,7																			1 2,424	0,031	
3	<i>P. f.</i>	Li	ES08	0,8	0,4								33 0,202		19 0,104											
4	<i>P. f.</i>	Li	ES08	0,6	0,3	1 0,001		131 0,063	4 0,002	1 0,001	5 0,001							8 0,210	8 0,011		19 0,038				0,009	
6	<i>P. f.</i>	Li	ES08	0,7	0,3		1 0,001	34 0,009	18 0,001									1 0,002			6 0,006	11 0,007	2 0,001	1 0,003	0,037	
F%						20,00	20,00	40,00	40,00	20,00	20,00	20,00	20,00	20,00	40,00	20,00	20,00	20,00	20,00	20,00	20,00	40,00	20,00	20,00	20,00	60,00
W%						0,02	0,02	1,55	0,07	0,02	0,02	31,13	4,36	00,30	2,44	0,07	0,04	4,53	0,24	0,13	0,97	0,02	0,07	52,33	1,66	

N%						0,32	0,32	52,72	7,03	0,32	1,60	0,32	10,54	0,32	6,71	0,64	0,32	2,56	2,56	1,92	9,58	0,64	0,32	0,32	0,96
IRI						6,8	6,8	2170,8	283,7	6,8	32,4	629,0	298,1	12,4	366,0	14,1	7,3	141,8	55,9	40,9	422,3	13,2	7,7	1053,0	157,3

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	Polychaeta indet.	Daphnia pulex	Cladocera indet.	Cyprina ophthalmica	Cyclops sp.	Dikergammarus villosus	Gammarus roeselii	Gammarus sp.	Gammaridae indet.	Asellus aquaticus	Ephemeroptera-larven	Odonatalarven	Plecopteral-arven	Sisyra fuscata	Coleoptera-larven	Nematocera-larven	Nematocera-puppen	Insecta indet.	Teleostei
1	P. f.	Li	FS08	0,7	0,3						1 0,030	1 0,029	7 0,093	6 0,113							2 0,001			
2	P. f.	Li	FS08	0,6	0,2																			1 0,365
3	P. f.	Li	FS08	0,2	0,1																1 0,002			
4	P. f.	Li	FS08	0,5	0,2	1 0,016						6 0,151	2 0,040	3 0,030							16 0,029	2 0,001		
5	P. f.	Li	FS08	0,3	0,1		5 0,002										5 0,016	2 0,015		2 0,005	98 0,089	1 0,001	1 0,033	
6	P. f.	Li	FS08	1,2	0,4									8 0,212					1 0,001				1 0,003	2 0,590
7	P. f.	Li	FS08	0,4	0,2			14 0,006	1 0,001	1 0,001						11 0,055	4 0,018				25 0,011	3 0,002		
8	P. f.	Li	FS08	0,6	0,2			1 0,001					1 0,013								33 0,044	4 0,006		
9	P. f.	Li	FS08	0,6	0,3																1 0,001			1 0,029
10	P. f.	Li	FS08	0,4	0,3																21 0,051	2 0,001	1 0,006	
11	P. f.	Li	FS08	0,6	0,4			1 0,001						2 0,028	1 0,002		7 0,019				8 0,015	5 0,003		
12	P. f.	Li	FS08	0,4	0,2			9 0,002				2 0,001					1 0,016				29 0,028	2 0,001	1 0,008	
13	P. f.	Li	FS08	0,5	0,2								1 0,012	18 0,270							4 0,004		1 0,003	
14	P. f.	Li	FS08	1,2	0,4								3 0,032	18 0,340		2 0,033					1 0,001			2 0,501
15	P. f.	Li	FS08	0,2	0,1			7						1							6		1	

17	R. r.	Li	CW09	2,6	0,9									1,213	
18	R. r.	Li	CW09	4,3	2,2								1 0,001	0,219	
19	R. r.	Li	CW09	1,2	0,3									0,260	
20	R. r.	Li	CW09	2,2	0,7									0,416	
21	R. r.	Li	CW09	1,1	0,6									0,044	
22	R. r.	Li	CW09	1,3	0,6		3 0,026				5 0,042			0,032	
23	R. r.	Li	CW09	1,0	0,3									0,099	
24	R. r.	Li	CW09	1,9	0,8									0,191	
25	R. r.	Li	CW09	1,6	0,3									0,346	
26	R. r.	Li	CW09	1,6	0,6									0,235	
28	R. r.	Li	CW09	1,2	0,8						6 0,078			0,734	
29	R. r.	Li	CW09	1,8	0,8									0,112	
30	R. r.	Li	CW09	2,6	1,0					70 0,724				0,207	
31	R. r.	Li	CW09	1,6	1,0					3 0,008				0,151	
32	R. r.	Li	CW09	1,0	0,7										
33	R. r.	Li	CW09	1,5	0,9						37 0,356			0,025	
34	R. r.	Li	CW09	1,1	0,4									0,036	
F%						3,33	6,67	3,33	3,33	3,33	10,00	10,00	3,33	3,33	96,67
W%						2,24	0,14	0,12	0,22	0,01	3,77	2,40	0,01	0,01	35,58
N%						32,91	0,84	10,90	23,06	0,21	15,51	10,06	0,21	0,21	6,08
IRI						117,2	6,5	36,7	77,6	0,7	192,8	124,7	0,7	0,7	4027,1

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	Daphnia sp.	Copepoda	Crustacea indet.	Insecta indet.	Pflanzen
3	R. r.	Li	EW09	3,8	3,1					0,002
9	R. r.	Li	EW09	0,4	0,2			1 0,006		

14	R. r.	Li	AS09	8,8	4,9														1 0,001		1 0,009	1,830	
15	R. r.	Li	AS09	5,8	2,4																	1,916	
16	R. r.	Li	AS09	6,5	4,3																	0,417	
17	R. r.	Li	AS09	8,7	4,7	4 0,001																3,292	
18	R. r.	Li	AS09	14,8	6,7					3 0,002									1 0,001			7,120	
19	R. r.	Li	AS09	5,1	3,5			67 0,670															
20	R. r.	Li	AS09	6,7	3,8	2 0,001			4 0,002						2 0,003		1 0,001					1,533	
21	R. r.	Li	AS09	6,3	3,3		8 0,153	6 0,051	253 4,704													0,132	
22	R. r.	Li	AS09	17,3	7,1	6 0,008			2 0,007							1 0,023					6 0,040	0,132	
23	R. r.	Li	AS09	4,7	2,7														2 0,002			2,928	
26	R. r.	Li	AS09	12,8	6,6				8 0,009								4 0,012			2 0,134		2,527	
27	R. r.	Li	AS09	3,4	1,4				4 0,334	16 0,012		12 0,009	4 0,004	4 0,003				1 0,001	2 0,001			0,584	
28	R. r.	Li	AS09	11,9	7,8		8 0,121								11 0,921							0,148	
29	R. r.	Li	AS09	6,2	4,0																	0,274	
30	R. r.	Li	AS09	6,9	3,0	28 0,023		3 0,061										4 0,005				1,620	
31	R. r.	Li	AS09	3,9	1,6														3 0,002			0,546	
32	R. r.	Li	AS09	5,0	2,8																	1,479	
33	R. r.	Li	AS09	3,5	2,2														101 0,144				
34	R. r.	Li	AS09	9,2	4,8	1 0,001		47 0,133														1,469	
35	R. r.	Li	AS09	2,4	1,2		5 0,045	1 0,005											2 0,002			0,313	
F%						20,00	8,57	17,14	17,14	5,71	2,86	2,86	2,86	2,86	2,86	2,86	2,86	17,14	31,43	2,86	11,43	82,86	
W%						0,09	1,79	0,77	10,51	0,04	0,00	0,02	0,01	0,01	0,03	1,90	0,01	0,05	0,07	0,57	0,28	1,78	82,08
N%						6,27	8,80	7,48	29,92	2,64	0,33	1,32	0,44	0,44	0,22	1,21	0,22	0,11	2,20	31,57	0,22	3,41	3,19
IRI						127,2	90,8	141,5	693,0	15,3	1,0	3,8	1,3	1,3	0,7	8,9	0,7	0,5	38,9	1010	1,4	59,3	7065,3

13	R. r.	Li	CS09	1,3	0,7								0,205
14	R. r.	Li	CS09	2,2	1,1								0,242
15	R. r.	Li	CS09	1,0	0,4								0,083
17	R. r.	Li	CS09	1,4	0,8								0,067
18	R. r.	Li	CS09	3,0	1,2			1 0,001					0,434
19	R. r.	Li	CS09	0,7	0,5					9 0,012			0,018
20	R. r.	Li	CS09	1,7	0,8								0,076
21	R. r.	Li	CS09	0,6	0,3				14 0,020		1 0,001		0,009
22	R. r.	Li	CS09	7,3	3,3			3 0,002			1 0,001		1,967
23	R. r.	Li	CS09	10,2	6,0								0,913
24	R. r.	Li	CS09	6,8	3,5								1,424
25	R. r.	Li	CS09	4,1	1,9								0,82
26	R. r.	Li	CS09	1,1	0,6								0,104
27	R. r.	Li	CS09	3,6	1,5								1,523
28	R. r.	Li	CS09	4,2	2,0	1 0,001							0,166
29	R. r.	Li	CS09	18,0	9,7								4,573
30	R. r.	Li	CS09	2,7	1,3								0,208
F%						3,45	3,45	6,90	6,90	3,45	13,79	3,45	100,00
W%						0,00	0,00	0,01	0,07	0,04	0,02	0,00	99,85
N%						1,43	1,43	5,71	21,43	12,86	7,14	8,57	41,43
IRI						4,9	4,9	39,5	148,3	44,5	98,8	29,6	14127,8

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	<i>Pisidium</i> sp.	Bivalvia indet.	<i>Ancylus</i> <i>fluvialitidis</i>	<i>Valvata</i> sp.	Gastropoda indet.	Mollusca indet.	Gammaridae indet.	Crustacea indet.	Nematocera- larven	Nematocera- puppen	Insecta indet.	Pflanzen
1	R. r.	Li	DS09	3,5	2,0					13 0,300							0,197
2	R. r.	Li	DS09	3,4	1,9				6 0,002			1 0,001		1 0,001			0,634

3	R. r.	Li	DS09	4,4	2,2					79 1,439						0,142
4	R. r.	Li	DS09	3,0	1,5	9 0,027			4 0,027	14 0,264					3 0,025	0,463
5	R. r.	Li	DS09	3,2	1,6											0,815
6	R. r.	Li	DS09	4,5	1,7				22 0,063			1 0,034				2,369
7	R. r.	Li	DS09	3,1	1,1											1,327
8	R. r.	Li	DS09	1,0	0,3											0,258
9	R. r.	Li	DS09	0,7	0,2											0,029
10	R. r.	Li	DS09	0,4	0,2											0,124
11	R. r.	Li	DS09	4,1	1,9			3 0,051	95 0,757							0,124
12	R. r.	Li	DS09	0,5	0,2											0,158
13	R. r.	Li	DS09	0,2	0,1											0,012
14	R. r.	Li	DS09	4,1	2,0							3 0,041				1,421
15	R. r.	Li	DS09	3,9	1,6											1,151
16	R. r.	Li	DS09	4,7	2,4				86 0,713							0,77
17	R. r.	Li	DS09	4,0	1,4											1,501
18	R. r.	Li	DS09	5,0	1,9											1,653
19	R. r.	Li	DS09	2,8	1,7							8 0,010				0,001
20	R. r.	Li	DS09	5,1	2,4				4 0,001							1,747
21	R. r.	Li	DS09	3,8	1,6											1,2
22	R. r.	Li	DS09	4,6	3,1					8 0,082		4 0,026				0,828
23	R. r.	Li	DS09	3,4	1,5				7 0,006					1 0,001		1,308
24	R. r.	Li	DS09	5,3	3,5				1 0,001							0,614
25	R. r.	Li	DS09	2,6	1,5				76 0,176							0,325
26	R. r.	Li	DS09	3,1	1,4				63 0,114							0,831

10	<i>P. f.</i>	Li	AS09	0,3	0,1				21 0,01	1 0,00									51 0,20						8 0,01					0		
11	<i>P. f.</i>	Li	AS09	0,1	0,1	26 0,01				2 0,00									24 0,011													
12	<i>P. f.</i>	Li	AS09	0,2	0,1	22 0,01	93 0,02			3 0,00									43 0,07													0
13	<i>P. f.</i>	Li	AS09	1,9	0,4						28 0,764		2 0,037	1 0,082		1 0,015	11 0,152			2 0,01												0,01
14	<i>P. f.</i>	Li	AS09	1,0	0,3	31 0,03	42 0,01			1 0,00	24 0,24	1 0,00	7 0,04				8 0,09		32 0,09		2 0,02				2 0,00	1 0,00					0	
15	<i>P. f.</i>	Li	AS09	0,1	0,1														14 0,031				27 0,037	5 0,002								
16	<i>P. f.</i>	Li	AS09	1,0	0,4		1 0,001				16 0,310			1 0,009		4 0,020	8 0,134		7 0,013		1 0,005											0
17	<i>P. f.</i>	Li	AS09	0,1	0,1	6 0,002	61 0,010		3 0,001	4 0,001									7 0,003													
F%						23,53	29,41	5,89	17,65	5,89	5,89	35,29	5,88	11,77	11,77	5,88	11,77	52,94	5,88	5,88	11,76	47,06	11,8	11,77	17,7	5,88	23,53	17,65	5,88	52,9		
W%						0,62	0,63	0,10	0,23	0,10	1,05	31,96	0,04	1,08	1,26	3,39	0,50	40,70	2,00	5,31	1,35	4,11	0,11	0,36	0,50	0,51	0,17	0,32	2,74	0,92		
N%						9,16	21,98	1,51	2,80	1,29	0,43	12,39	0,11	0,97	0,22	1,00	0,54	16,27	1,19	1,94	4,20	15,73	0,32	0,32	1,10	2,91	1,83	0,75	0,11	0,97		
IRI						230,1	665,2	9,4	53,6	8,2	8,7	1565,2	0,9	24,1	17,3	25,7	12,0	3015,9	18,7	42,6	65,3	933,7	5,1	8,0	27,8	20,1	47,0	18,9	16,8	100,2		

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	<i>Daphnia pulex</i>	Copepoda indet.	<i>Dikergammarus villosus</i>	<i>Dikergammarus</i> sp.	<i>Echino gammarus berilloni</i>	<i>Echino gammarus</i> sp.	Gammaridae indet.	<i>Acellus aquaticus</i>	Ephemeroptera-larven	Tabanidae larven	Insecta indet.
1	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,8	0,4					1 0,039				44 0,226		
2	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,5	0,3	2 0,001						8 0,138		1 0,001		
3	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,1	0,1	4 0,003		1 0,007						24 0,040		
4	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,9	0,5			1 0,012				20 0,201	10 0,082		1 0,016	4 0,019
5	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,1	0,1									11 0,020		
6	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,2	0,1	4 0,002	1 0,001							1 0,016		

7	<i>P. f.</i>	Li	BS09	1,0	0,5			2 0,083	1 0,002	1 0,005	4 0,036		90 0,259			
8	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,3	0,1			1 0,015	3 0,041		9 0,086		6 0,015			
9	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,9	0,3				22 0,369	11 0,218	7 0,061					
10	<i>P. f.</i>	Li	BS09	0,9	0,4				2 0,006	5 0,032	11 0,170		60 0,120			
F%						30,00	10,00	30,00	10,00	50,00	30,00	60,00	10,00	80,00	10,00	10,00
W%						0,26	0,04	4,36	0,64	19,51	10,89	29,55	3,50	29,76	0,68	0,81
N%						0,68	0,27	1,07	0,27	7,77	4,56	15,82	2,68	63,54	0,27	1,07
IRI						8,1	3,1	162,8	9,1	1364,4	463,4	2721,9	61,8	7464,0	9,5	18,8

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	<i>Macrocylops fuscus</i>	<i>Oronectes limosus</i>	Decapoda indet.	<i>Hemimysis anomala</i>	<i>Chelicorophium curvispinum</i>	<i>Gammarus roeselii</i>	Gammaridae indet.	<i>Asellus aquaticus</i>	Ephemeroptera-larven	Odonata-larven	Corixidae indet.	<i>Sisyrta fuscata</i>	Trichoptera-larven	Nematocera-larven	Nematocera-puppen	Insecta indet.	Pflanzen	
2	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,2				9 0,023	31 0,097										2 0,002	3 0,003		
3	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,7	0,4					3 0,024	3 0,060		6 0,190										
5	<i>P. f.</i>	Li	CS09	1,0	0,2					375 0,785													
6	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,8	0,6					4 0,001										1 0,001	4 0,005		
7	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,3	0,1			1 0,001		15 0,019							7 0,008		3 0,001				
8	<i>P. f.</i>	Li	CS09	1,2	0,9					18 0,063													
9	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,2	0,1					26 0,054									3 0,003				
10	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,2				18 0,039									2 0,001	1 0,001			0,04	
11	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,2														3 0,001				
12	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,3					24									2			0	

									0,072									0,001				
13	<i>P. f.</i>	Li	CS09	2,4	0,6		1 1,764															
14	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,3	0,2	1 0,001						7 0,028			1 0,001		57 0,027		3 0,063			
15	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,5	0,3																	
16	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,3	0,2														3 0,001	1 0,001		
17	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,7	0,5														2 0,002		2 0,047	
18	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,1	0,1									2 0,034					1 0,001			
19	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,3									1 0,007					1 0,001			0
20	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,3	0,2			1 0,002	15 0,037						1 0,001				2 0,001		1 0,001	
21	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,3						2 0,016			2 0,005					43 0,029	1 0,001	1 0,035	
23	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,3	0,2			1 0,003	35 0,080										3 0,003			
24	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,2				23 0,051							1 0,001						
25	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,5	0,2		1 0,089		22 0,058					2 0,031		2 0,001			3 0,001			
26	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,4	0,2				25 0,066	5 0,052				1 0,001					3 0,001			
27	<i>P. f.</i>	Li	CS09	0,2	0,1									2 0,003					29 0,013	1 0,001		
F%						4,00	4,00	8,00	16,00	60,00	8,00	4,00	4,00	4,00	24,00	4,00	16,00	4,00	16,00	20,00	24,00	12,00
W%						0,02	40,98	3,65	1,56	36,91	2,60	0,37	4,41	0,65	1,88	0,02	0,26	0,02	0,26	0,14	3,58	0,93
N%						0,11	0,11	0,21	3,10	72,10	0,85	0,21	0,64	0,75	1,07	0,11	1,17	0,21	1,17	0,64	1,49	0,32
IRI						0,5	164,3	30,9	74,3	6540,5	27,6	2,3	20,2	5,6	70,7	0,5	22,8	1,0	22,8	15,6	121,6	15,0

Nr.	Art	GW	PN	DG I	DG II	<i>Ayaephyra desmaresti</i>	Decapoda indet.	<i>Hemimysis anomala</i>	<i>Dikeroгамmarus bispinosus</i>	<i>Dikeroгамmarus villosus</i>	<i>Dikeroгамmarus</i> sp.	<i>Gammarus lacustris</i>	<i>Gammarus pulex</i>	<i>Gammarus roeseli</i>	<i>Gammarus tigrinus</i>	<i>Gammarus zaddachi</i>	<i>Gammarus</i> sp.	Gammaridae indet.	Amphipoda indet.	<i>Asellus aquaticus</i>	Crustacea indet.	Ephemeropteralarven	Odonatalarven	<i>Ilyocoris cimicoides</i>	Nematoceralarven	Insecta indet.	<i>Lampetra</i> sp.	Teleostei indet.	Pflanzen	
1	<i>P. f.</i>	Li	DS09	0,6	0,5			1 0,006																						
2	<i>P. f.</i>	Li	DS09	0,694	0,1			84 0,453																						
3	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,577	1,05																		1 0,216							
4	<i>P. f.</i>	Li	DS09	0,362	0,08	1 0,001		25 0,102	8 0,124					6 0,021			6 0,033								1 0,001					
5	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,17	0,54	1 0,006		8 0,061	1 0,004	6 0,162	2 0,005	5 0,039		14 0,143		1 0,001					2 0,010									
6	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,452	0,86					5 0,195									3 0,063							1 0,137				
7	<i>P. f.</i>	Li	DS09	0,429	0,12			41 0,205						1 0,079	2 0,013		1 0,006													
8	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,745	0,92		1 0,727																							
9	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,594	0,67					11 0,727																			0,038	
10	<i>P. f.</i>	Li	DS09	0,378	0,11			14 0,043				1 0,015		12 0,076			10 0,059		1 0,001						1 0,002	1 0,003				
11	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,108	0,76				1 0,013			1 0,003				12 0,070														
12	<i>P. f.</i>	Li	DS09					2 0,006	1 0,065								5 0,053										1 0,203	0,001		
13	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,112	0,77			7 0,024	3 0,040			3 0,027		10 0,141			7 0,077												0,032	
14	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,237	0,76				2 0,029					4 0,026		6 0,073	6 0,053					1 0,002							0,071	
15	<i>P. f.</i>	Li	DS09	0,176	0,16																3 0,003									
16	<i>P. f.</i>	Li	DS09	2,106	0,91			1 0,007	9 0,731								25 0,193						1 0,008					0,231		
17	<i>P. f.</i>	Li	DS09	1,357	0,69			1 0,002	9 0,232		3 0,012			12 0,128		2 0,007	15 0,107						1 0,007							

Eidesstattliche Erklärung

Ich versichere hiermit an Eides statt, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig angefertigt und ohne fremde Hilfe verfasst habe. Dazu habe ich keine außer den von mir angegebenen Hilfsmitteln und Quellen verwendet und die den benutzten Werken inhaltlich und wörtlich entnommenen Stellen habe ich als solche kenntlich gemacht. Des Weiteren erkläre ich hiermit, dass ich an keiner anderen Stelle ein Prüfungsverfahren beantragt bzw. die Dissertation in dieser oder anderer Form bereits anderweitig als Prüfungsarbeit verwendet oder einer anderen Fakultät als Dissertation vorgelegt habe.

Münster, den 25.05.2012

Anika Rohde