

## 2 Material und Methoden

### 2.1 Fische der Zuchtgruppe am IGB

Aus der dritten erfolgreichen Vermehrung im Juni 1995 (WILLIOT et al., 2000) und der anschließenden ersten erfolgreichen Aufzucht der Fischlarven von *A. sturio* am CEMAGREF in Bordeaux (WILLIOT et al., 1997), erhielt das IGB in Berlin im Mai 1996 vierzig Juvenile (KIRSCHBAUM et al., 2000; HENSEL et al., 2002). Im Juli 1996 betrug die Totallänge der elf Monate alten Jungfische 27 cm (Median; Spannweite: 8 cm) und das Totalgewicht 76 g (Median; Spannweite: 74 g) (s. Tab. 2.1). Es handelte sich um die kleinsten, im Sommer 1995 geborenen Individuen (KIRSCHBAUM et al., 2000). Sie wurden zu verhaltensbiologischen Untersuchungen (STAAKS et al., 1999) und zum Aufbau einer Zuchtgruppe *ex-situ* verwendet, als Basis für das Wiedereinbürgerungsprogramm in Deutschland.

**Tab. 2.1:** Tabellarische Übersicht über die 40 Juvenilen von *Acipenser sturio* der Zuchtgruppe des IGB im Juli 1996, mit Länge und Gewicht, sowie Median und Spannweite; \* individuelle Identifizierung durch Implantierung von Mikro-Transpondern erst im April 1997

15.07.1996					
Lfd.-Nr.*	Lt [cm]	Wt [cm]	Lfd.-Nr.*	Lt [cm]	Wt [cm]
1	23	39,5	21	27	76
2	23	42	22	27	78
3	23	43	23	27	78
4	23	44,5	24	27	79
5	23	45	25	27	84
6	24	42	26	28	84
7	24	45	27	28	86
8	24	45	28	29	78
9	24	48,5	29	29	89
10	24	51	30	29	89
11	26	54,5	31	29	93
12	26	59	32	29	93
13	26	60	33	29	97
14	26	60	34	29	100
15	26	63	35	30	89
16	26	67	36	30	94
17	26	70	37	30	100
18	26,5	57,5	38	30	105
19	27	71,5	39	30	114
20	27	75	40	31	108
<b>L<sub>t</sub> – Median</b>				27 cm	
<b>L<sub>t</sub> - Spannweite (x<sub>max</sub>-x<sub>min</sub>)</b>				8 cm (31 - 23 cm)	
<b>W<sub>t</sub> – Median</b>				76 g	
<b>W<sub>t</sub> - Spannweite (x<sub>max</sub>-x<sub>min</sub>)</b>				74 g (114 - 40 g)	

Im Januar 1998 starben dreizehn Fische in einem Rundbecken, aufgrund einer Kombination von technischen Defekten und unzureichender Sicherung (KIRSCHBAUM et al., 2000). Daher standen für die ernährungs- und wachstumsspezifischen Untersuchungen ab Juli 1999 insgesamt nur noch 27 Störe zur Verfügung.

## **2.2 Haltung**

### **2.2.1 Allgemeine Handhabung der Fische**

Die Haltung der 27 Störe war einerseits gekennzeichnet durch den Anspruch möglichst Natur nahe Bedingungen zu schaffen, um den artspezifischen Ansprüchen so weit wie möglich gerecht zu werden.

Die Acipenseridae weisen als morphologisch-anatomische Anpassung eine Spezialisierung des Nahrungsaufnahmeapparates (vorstreckbarer, unterständiger Kieferapparat) (BARTSCH, 2004) an eine Predation benthischer Organismen im oder auf dem Bodensubstrat auf. Dieser wurde durch den Eintrag eines Sand-Kies-Gemisches in die Becken Rechnung getragen (kleine Becken: am 25. August 1999, große Becken: März 2002 – Becken 2, Mai 2002 – Becken 1).

Auf Pflanzenbewuchs wurde hauptsächlich aus technischen Gründen verzichtet, und um ein Verhaken mit den Kiemen bzw. Kiemenreusendornen zu verhindern sowie um die Beobachtungsmöglichkeit der Fische nicht zu beeinträchtigen.

Mögliche rheophile Präferenzen als Anpassung an den Lebensraum dieser migratorischen Fischart fanden Berücksichtigung durch die zeitweilige Installation von Pumpen inner- bzw. außerhalb der Aquarien, die eine Kreisströmung in den Becken induzierten. Als Nebeneffekt erfolgte eine Konzentration des Futters und damit eine verbesserte Zugänglichkeit in der Beckenmitte.

Die Beleuchtung der Aquarien erfolgte nach der natürlichen Photoperiode von Berlin.

Andererseits wurden keine besonderen Maßnahmen ergriffen, um die Störe vor gegebenen Umwelteinflüssen der Haltung zu schützen (KIRSCHBAUM et al., 2000; HENSEL et al., 2002). So wurde beispielsweise durch entsprechende Beleuchtung für eine uneingeschränkte Beobachtung der Störe gesorgt. Auch die Messintervalle wurden in ihren zweiwöchigen Abständen unverändert beibehalten. Letztlich jedoch waren die Fische, abgesehen von der Messung und Wägung, weiterem Handling nur bei Umsortierung bzw. Neubesatz ausgesetzt.

## 2.2.2 Raumkapazitäten

Die Haltungs- bzw. Versuchsaquarien befanden sich während des gesamten Untersuchungszeitraums in einer ca. 8,8 x 10,5 m großen ehemaligen Gewächshaushalle, deren Glaswände zum Schutz vor überhöhter Sonneneinstrahlung mit einer reflektierenden UV-Folie versehen waren.

## 2.2.3 Aquarien

Die Unterbringung der Fische gliederte sich in zwei Phasen (s. Tab. 2.3). Dabei unterschieden sich sowohl die Größe und die Zahl der Becken, die daraus resultierende Haltungsdichte als auch das jeweilige Wassermanagement.

### 2.2.3.1 Kleine Haltungsbecken

Vom Juli 1999 an wurden zwei rechteckige Becken aus Glasfaserkunststoff (GFK; 4 x 1,7 x 1,0 m) verwendet, die mit einem halboffenen Wasserkreislauf betrieben wurden (KIRSCHBAUM et al., 2000; HENSEL et al., 2002).

Allgemein gebräuchliches Süßwasser aus dem Leitungsnetz der städtischen Wasserwerke (Leitungswasser) diente zur Befüllung der Becken bis zu einer Höhe von ca. 80 cm und einem Volumen von etwa 5500 l. Die Wasserzirkulation wurde mit EHEIM®-Pumpen bewerkstelligt und das gesamte Volumen innerhalb einer Stunde umgewälzt.

Vier Filter, bestehend aus Filterschwämmen (100 x 50 x 10 cm) und dahinter montierten Airlifts, waren in jeder Ecke eines jeden Aquariums angebracht. Die Positionierung der Filter in den Ecken der Becken sollte ein vorzeitiges Absaugen des Futters verhindern bei gleichzeitiger Gewährleistung guter Wasserqualität. Durch die Airlifts wurde mit Hilfe eines konstanten Wasserdurchflusses der gesamte Beckeninhalt innerhalb von zwei Stunden umgesetzt und auch eine gleichmäßige Belüftung bewirkt. Die Filterschwämme wurden alle drei bis fünf Monate gereinigt, in Abhängigkeit des Verschmutzungsgrades durch das jeweilig verabreichte Futter.

Zusätzlich wurde alle zwei Wochen bis zu 33% des gesamten Wasserkörpers durch Frischwasser ersetzt. Ab Januar 2000 wurde jedoch ein kontinuierlicher Frischwasserzulauf mit einer Zuflussrate von 2 l/min installiert, so dass ein Wasserwechsel nicht mehr nötig war.

Die Vorderseiten waren ab einer Höhe von 10 cm mit zwei Scheiben (1,6 x 0,8 x 0,009 m) aus Sicherheitsglas versehen, um eine uneingeschränkte Beobachtung der Fische zu ermöglichen.

Die Abdeckung der Aquarien erfolgte mit Hilfe eines Aluminiumgerüsts, über das eine Kunststoffplane gespannt war, um den Fischen das zeitweilige Verlassen des Wasserkörpers bis zu einer Höhe von ca. 1 m zu ermöglichen.



Abb. 2.1: Becken 1505 mit Kunststoffplane (© E. Hensel)

### 2.2.3.2 Große Haltungsbecken

Im Rahmen der Inbetriebnahme zweier neuer, größerer GFK-Becken (3,4 x 3,4 x 1,1 m; Wasserbefüllungsmenge: 11560 l) ab Januar 2002, die jeweils mit einem in sich geschlossenen Filterkreislauf ausgestattet waren, wurden auch die kleineren Aquarien dementsprechend umgerüstet.

Jegliche Filter in den kleinen Becken wurden entfernt. Das in einen Überlauf aus dem Becken austretende Wasser wurde direkt in einen Lamellenabscheider geleitet, in dem die größten Schwebstoffe bzw. Verunreinigungen, wie Faeces und Futterreste, abgetrennt wurden.

Anschließend wurde das Wasser mittels Pumpe (maximal 21 m<sup>3</sup>/Stunde) zu einem Rieselfilter transportiert, der durch seine vertikal übereinander angeordneten Tropfkörper eine größere Oberfläche zur Belüftung und Vorreinigung bot.

Von dort gelangte es in einen Biofilter (Biofilmreaktor), in dessen zwei Meter hoher Plexiglassäule, die im Ruhezustand bis zur Hälfte mit Kunststoffkugeln (Durchmesser 0,3 cm) gefüllt war, die restlichen im Wasser verbliebenen organischen Rückstände mittels der auf den Kugeln siedelnden denitrifizierenden Bakterien, wie z.B. *Nitrosomonas sp.* und *Nitrobacter sp.*, abgebaut wurden. Der eingeleitete Wasserstrom führte zu einer gleichmäßigen Verteilung und Zirkulation des Filtersubstrats in der gesamten Säule.

Das so gereinigte Wasser wurde dann durch ein Gebläse vorbei an einem Heizstab und einem UV-Filter, der einer nicht erwünschten, zu hohen Belastung an Mikroorganismen vorbeugen

sollte, in ein Vorbecken und weiter in das Aquarium befördert. Das Gebläse sorgte auch für eine abschließende Belüftung vor der Wiedereinleitung.

Wie auch schon zuvor in den kleineren Becken, sorgte zusätzlich ein konstanter Frischwasserzulauf von 2 l/min für eine gleich bleibende Wassergüte. Überschüssiges Wasser des Systems wurde diesem durch einen weiteren Überlauf entnommen.

Eine Beobachtung der Fische wurde wie in bereits bewährter Weise durch zwei an der Frontseite installierte Scheiben aus Sicherheitsglas (Maße: 1,10 x 0,50 x 0,009 m) gewährleistet. Zusätzlich waren aber an der daneben liegenden rechten oder linken Seite der Becken eine weitere Scheibe eingebaut worden. Die Aquarien wurden wiederum durch eine zeltartige Abdeckung verschlossen.

## 2.2.4 Wasserparameter: Physikalische und chemische Parameter

Die Qualität des Wassers wurde täglich morgens in jedem Becken überprüft. Bis zur Inbetriebnahme der neuen und der Umrüstung der älteren, kleineren Becken wurden die Wasserparameter Temperatur [°C], Sauerstoffgehalt [O<sub>2</sub> mg/l], und pH-Wert mit mobilen Elektroden der Firma Oxygard® immer in der Beckenmitte gemessen. Der Ammoniumgehalt [NH<sub>4</sub><sup>+</sup> mg/l] wurde alle drei Tage mit einem Aquamerck® Test bestimmt, und falls dieser > 0,8 mg/l war, wurden auch die Konzentrationen von NO<sub>2</sub><sup>-</sup> und NO<sub>3</sub><sup>-</sup> kontrolliert (HENSEL et al., 2002).

Bei zu großen Abweichungen der Istwerte von den Sollwerten wurden zur Wiederherstellung dieser entsprechende Gegenmaßnahmen ergriffen (Tab. 2.2).

**Tab. 2.2: Übersicht über die Grenzwerte der Wasserparameter. Bei Unter- bzw. Überschreitung der Grenzwerte wurden entsprechende Gegenmaßnahmen ergriffen. Die durch \* gekennzeichneten Werte bzw. Maßnahmen verdeutlichen ihre Gültigkeit nach Umrüstung der älteren und nach Inbetriebnahme der neuen Becken. Sind keine zusätzlichen Markierungen vorhanden, so galten dieselben Werte, oder es wurden dieselben Maßnahmen durchgeführt.**

Parameter	Grenzwerte	Gegenmaßnahmen
Temperatur [°C]	20 ± 1,5	Regulierung der Heizung bzw. Regulierung des Wasserdurchflusses*
O <sub>2</sub> [mg/l]	6,5 bzw. 5,0*	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Identifizierung und wenn möglich Beseitigung der Quelle für Mangelversorgung</li> <li>• Steigerung der Belüftung</li> <li>• Reinigung und gegebenenfalls Austausch der Sprudelsteine und Airlifts</li> <li>• Wasserwechsel</li> </ul>
pH	6,5-8,5	Wasserwechsel bzw. Regulierung des Wasserdurchflusses*
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> [mg/l]	0,25	Wasserwechsel bzw. Regulierung des Wasserdurchflusses*

Im Zuge der Inbetriebnahme bzw. Umrüstung wurden alle Becken mit stationären Sauerstoff-Elektroden der Firma Oxygard® und Temperaturanzeige direkt hinter den Lamellenabscheidern ausgerüstet. Weiterhin wurden die Parameter auch manuell gemessen. Aufgrund der nun verwendeten Filtertechnik und der dadurch auf lange Dauer gewährleisteten, gleich bleibenden und guten Wasserqualität (s. Abb. 3.2) wurden die Konzentrationen von  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{NO}_2^-$  und  $\text{NO}_3^-$  nur während der Inbetriebnahme und in Ausnahmesituationen regelmäßig und ansonsten sporadisch kontrolliert.

Die Verwendung von Leitungswasser zur Befüllung der Aquarien war unbedenklich, denn in Berlin wird zur Keimtötung kein Chlor mehr zugesetzt (persönl. Mitteilung, ENGEL, [02.08.]1999).

## **2.2.5 Umgebungstemperaturen**

Die Temperaturen außen und im Halleninneren wurden gemessen, um einen möglichen Einfluss auf die Wassertemperaturen der Aquarien bestimmen und gegebenenfalls durch geeignete Maßnahmen (Kühlung, Beheizung) kompensieren zu können.

## **2.2.6 Beleuchtung, Lichtintensität und Photoperiode**

Die Beleuchtung der Becken erfolgte sowohl durch Tageslicht als auch durch eine direkte künstliche Beleuchtung über den Becken. Letztere bestand aus drei 150 W starken Halogenlampen, die jeweils in der Beckenmitte im gleichen Abstand zueinander in einer Höhe von 1,45 m über der Wasseroberfläche montiert und in ihrer Beleuchtungsdauer an die Berliner Photoperiode angepasst waren.

Die daraus resultierende Lichtintensität über der Wasseroberfläche betrug ca. 70-80 Lux (HENSEL et al., 2002).

## **2.3 Allgemeine Versuchsdurchführung**

### **2.3.1 Versuche**

Der gesamte Untersuchungszeitraum vom 30. August 1999 bis zum 25. März 2003 gliederte sich in drei unterschiedliche Versuchsperioden, in denen verschiedene ernährungsbiologische und wachstumsspezifische Aspekte untersucht wurden (Tab. 2.3).

**Tab. 2.3: Kurzübersicht - Versuchsperioden**

<b>Zeitraum</b>	<b>Versuchsperiode</b>	<b>Anzahl der Becken</b>
30.08.1999-20.08.2002	Fütterungsexperimente	2
20.08.2002-21.01.2003	Untersuchungen zum möglichen Einfluss der Haltungsdichte	4
21.01.03-25.03.03	Gesteigerte Fütterungsrate	4

### **2.3.2 Versuchsfische**

Als Versuchsfische wurden die 27 Individuen der Zuchtgruppe des Europäischen Störs *A. sturio* verwendet. Die Besatzzahlen der jeweiligen Becken waren vom jeweiligen Versuchsdesign abhängig (s. Tab. 3.13).

### **2.3.3 Individuelle Markierung der Versuchsfische**

Um eine individuelle Identifizierung zu ermöglichen, wurde jedem der Störe (s. Tab. 2.4) im April 1997 subkutan und intramuskulär, dorso-lateral direkt hinter dem Kopf, ein passiver Mikrotransponder (Trovan®, 12 x 2 mm) als Datenträger implantiert (KIRSCHBAUM et al., 2000; HENSEL et al., 2002). Dessen Mikrochip war mit einem zehnstelligen alphanummerischen und weltweit einzigartigen Identifikationscode versehen, der mit Hilfe eines mobilen Lesegerätes festgestellt werden konnte (ADAM & SCHWEVERS, 1994; ADAM & SCHWEVERS, 1996). Die hervorragende Gewebeverträglichkeit aufgrund einer speziellen Bio-Glas-Beschichtung war ein weiterer Grund für die Verwendung auch bei *A. sturio*.

**Tab. 2.4: Übersicht über die Versuchsfische am 02.07.1999 mit Transponder-Nummer, Totallänge und Totalgewicht; sortiert nach Länge (aufsteigend)**

<b>Versuchsfische</b>		
<b>Transponder-Nr.</b>	<b>Total-Länge [cm]</b>	<b>Total-Gewicht [g]</b>
00-012D-DB80	61	865
00-0137-7346	67	1246
00-0137-7A59	70	1461
00-0136-F439	71	1410
00-0137-2108	71	1446
00-012D-D20E	72	1389
00-0137-875C	72	1656
00-0136-F322	72	1702
00-0137-2472	73	1342
00-0136-E8D0	74	1783
00-0137-2A50	75	1797
00-0137-7B32	76	1674
00-0136-FAC0	77	2068
00-012D-DEOC	79	2070
00-0137-86B3	79	1659
00-0136-A3CA	80	1880
00-013C-6EC8	80	2215
00-0136-A69C	81	1961
00-0137-221C	82	1980
00-0137-8557	83	2166
00-012D-D9AC	84	2139
00-012D-D683	84	2318
00-012D-DDAE	84	2551
00-0137-1906	85	2420
00-0137-8138	86	2282
00-012D-D385	90	2605
00-0137-81EF	91	3421
<b>Median</b>	79 cm	1880 g
<b><math>x_{\min}</math></b>	61 cm	865 g
<b><math>x_{\max}</math></b>	91 cm	3421 g
<b>Spannweite (<math>x_{\max} - x_{\min}</math>)</b>	30 cm	2556 g

### 2.3.4 Gruppenzusammenstellung

Die Zusammenstellung der Versuchsgruppen erfolgte per Zufallsauswahl. Lediglich die Zusammensetzungen der zwei bzw. vier Gruppen wurde auf eine annähernde Gleichmäßigkeit bzgl. Größe und Gewicht sowie einer ähnlichen bzw. vorgegebenen Fischbiomasse in den Becken kontrolliert, um Artefakte infolge ungleicher Größen-, Gewichts- oder Biomassenzusammenstellungen (s. Haltungsdichte) zu verhindern.

### 2.3.5 Betäubung

Die Tatsache, dass eine Behandlung von Fischen in ihrem wässrigen Milieu nicht immer möglich ist, macht geeignete Maßnahmen außerhalb dieses Mediums notwendig, die die Zahl an Stressoren und deren Auswirkungen minimieren. So erlauben beispielsweise hoch wirksame Anästhetika eine sichere und gefahrlose Entnahme und weitergehende Behandlungen.

Die Überlebensraten nicht betäubter Fische, die verschiedensten Manipulationen ausgesetzt sind, sind gering. Abgesehen vom Trauma durch die Behandlung, macht der Verlust an körperbedeckendem Schleim die Fische empfänglich für den Befall von Bakterien wie z.B. *Aeromonas liquefaciens* oder Pilzen, wie *Saprolegnia* spp. Außerdem droht beschleunigter Erstickungstod der Fische, wenn sie ihrer natürlichen Umgebung entnommen werden und ihr Sauerstoffbedarf durch gesteigerte Bewegung erhöht ist (JOLLY et al., 1972).

Da die Kiemenplättchen der Fische als Ort des Austausches respiratorischer Gase zwischen Blut und Wasser dienen, ist die Anwendung wässriger Lösungen der Anästhetika über die Kiemen eine sehr effektive Methode. Die Diffusionsgeschwindigkeit mit der das Betäubungsmittel durch die Kiemen in den Blutstrom gelangt, hängt von der jeweiligen Fischart und dem Anästhetikum ab (JOLLY et al., 1972; PEAKE, 1998).

Aufgrund des myogenen Herzens (ECKERT et al., 1993; SCHMIDT-NIELSEN, 1995) und der speziellen Kiemenanatomie (verkürzter Kiemendeckel) der Störe, kann bei Überdosierung und entsprechenden Folgeerscheinungen, wie beispielsweise einem Rückenmarkskollaps, das Betäubungsmittel mittels Hin- und Herbewegungen des Fisches in frischem Wasser, über das Kreislaufsystem und die Kiemen wieder ausgeschieden werden.

Um die Störe so kurz wie möglich aus ihrem wässrigen Milieu entnehmen zu müssen, die Verletzungsgefahr zu minimieren und die Messung und Wägung so zügig wie möglich durchführen zu können, wurden sie sofort nach der Entnahme aus den Aquarien betäubt. Dazu wurden sie in Gruppen von bis zu fünf Fischen in eine Plastikwanne (1,1 x 0,8 x 0,5 m) gesetzt, die mit Wasser aus dem entsprechendem Aquarium und einem Anästhetikum gefüllt war. Wasser aus dem jeweiligen Aquarium wurde verwendet, weil Fische empfindlich auf abrupte Veränderungen der Wasserparameter, wie Temperatur, pH oder dem Anteil gelöster Minerale, reagieren (JOLLY et al., 1972).

Der Grad der Betäubung wurde anhand des Verhaltens der Fische nach den Kriterien von MCFARLAND & KLONTZ, (1969) und JOLLY et al. (1972) sowie YOSHIKAWA et al. (1988) und PEAKE (1998) bestimmt (s. Tab. 2.5). Nach erfolgter Ruhigstellung (Zustand 4, s. Tab. 2.5)

wurden die Fische kurz mit Frischwasser abespült und ihrer eigentlichen Behandlung zugeführt.

Am Tag der Betäubung wurden die Fische morgens nicht gefüttert, um eine zusätzliche Kreislaufbelastung durch die Verdauung zu vermeiden.

**Tab. 2.5: Kriterien des Betäubungsgrades anhand des Verhaltens nach MCFARLAND & KLONTZ (1969), JOLLY et al. (1972), YOSHIKAWA et al. (1988) und PEAKE (1998).**

Autor	MCFARLAND & KLONTZ, 1969; JOLLY et al., 1972		Betäubungs- stufe	YOSHIKAWA et al., 1988; PEAKE, 1998
	Grad der Betäubung	Verhaltensänderungen		Verhaltensänderungen
	<b>Normal</b>	Reaktion auf externe Stimuli; Muskeltonus normal	--	--
	leichte Betäubung	leichter Verlust der Reaktionsfähigkeit auf externe visuelle und taktile Stimuli; Gleichgewicht normal	1	Partieller Gleichgewichtsverlust mit normaler Schwimmbewegung
	tiefe Betäubung	völliger Verlust der Reaktionsfähigkeit auf externe Stimuli mit Ausnahme starken Drucks; leichte Abnahme der Operkular-Rate Gleichgewicht normal	2	Totaler Gleichgewichtsverlust mit normaler Schwimmbewegung
<b>Zustand</b>	Partielle Verlust des Gleichgewichts	Partieller Verlust des Muskeltonus; Schwimmen unstet; gesteigerte Operkular-Rate; Reaktion nur auf starke und taktile und vibrierende Stimuli	3	partieller Verlust der Schwimmbewegung
	Völliger Verlust des Gleichgewichts	völliger Verlust des Muskeltonus und des Gleichgewichts; hohe Operkular- Rate (niedrig mit manchen Mitteln); Reaktion nur auf starke, tiefe Druck- Stimuli	4	totaler Verlust der Schwimmbewegung mit schwacher Bewegung des Operkulum
	Verlust des Reflexaktivität	völliger Verlust der Reaktionsfähigkeit; Bewegungen des Operkulum sehr flach; Herzschlagrate sehr langsam	5	keine Bewegung des Operkulum
	Rückenmarks- Kollaps	nach Keuchen sofortiges Ende der Bewegung des Operkulum; gefolgt von Herzstillstand	6	--

### 2.3.5.1 Trikain Methansulfonat, MS 222

Als bevorzugtes Betäubungsmittel wurde das Methan-Sulfonat von Ethyl-m-Aminobenzoat, auch bekannt als Trikain Methansulfonat oder kurz MS 222 ( $C_9H_{11}NO_2 \cdot CH_4SO_3$ ) ausgewählt, aufgrund seiner vergleichsweise geringen Toxizität und seiner exzellenten anästhesierenden Eigenschaften (MARKING, 1967; FERREIRA et al., 1979). Auch die beschleunigte Ausscheidung über die Kiemen und eine dadurch mögliche Reanimation waren bei der Verwendung von MS 222 gegeben (JOLLY et al., 1972).

Das Betäubungsbad wurde unmittelbar vor der Messung und Wägung frisch hergestellt. Dazu

wurden 2 g (Sartorius®) des bei -18°C gelagerten kristallinen Pulvers in eine mit 28 Litern Wasser (71 ppm) gefüllte Wanne gegeben, und darin durch Rühren gelöst. Das Wasser stammte aus dem jeweiligen Aquarium.

### **2.3.5.2 Ohne Betäubung – und ohne morgendliche Fütterung**

Der Verzicht auf ein Anästhetikum wurde vor allem aus gesundheitlichen Aspekten erwogen. Dies war Ausschlag gebend für die Einstellung der regelmäßigen Betäubung. Da ein nicht kalkulierbares gesundheitliches Risiko infolge einer möglichen dauerhaften Akkumulation und daraus resultierender Langzeitschäden bestand, trotz der von MARKING (1967) konstatierten vergleichsweise geringen Toxizität. Vom 21. November 2000 an wurde daher auf eine Ruhigstellung durch MS 222 oder jedes andere Sedativ bzw. Anästhetikum bei der Durchführung der Messung und Wägung verzichtet.

### **2.3.6 Messungen**

Mit Hilfe der Längen- und Gewichtsdaten war es möglich, die spezifischen Wachstumsraten (SWR) der Fische zu berechnen (RICKER, 1975), die einerseits den relativen Vergleich zwischen Fischen mit unterschiedlichem Gewicht und andererseits damit eine Evaluierung des Wachstums in Abhängigkeit der verabreichten Futtermittel erlaubten. Als adäquates Messintervall wurde ein Zeitraum von 2 Wochen (14 Tage) ausgewählt, da in einem zu kleinen Intervall keine Änderungen messbar gewesen wären, aber ein zu großes mögliche Änderungen nivelliert hätte. Unter Berücksichtigung der zunehmenden Größe bzw. des Gewichts der Fische, wurde die Messmethodik modifiziert (s. Tab. 2.6), um weiterhin eine schonende und trotzdem adäquate Handhabung zu gewährleisten. Vor der Betäubung bzw. Messung wurden die Störe in dem jeweiligen Aquarium in einem rechteckigen Netz (2 x 1,70 m; 3,4 m<sup>2</sup>) nahe der Wasseroberfläche vorsortiert. Vor der Datenerhebung wurde die Identität jedes einzelnen Fisches durch die Erfassung des individuellen Transponder-Codes mit Hilfe eines Lesegeräts bestimmt (s. Abb. 2.2).

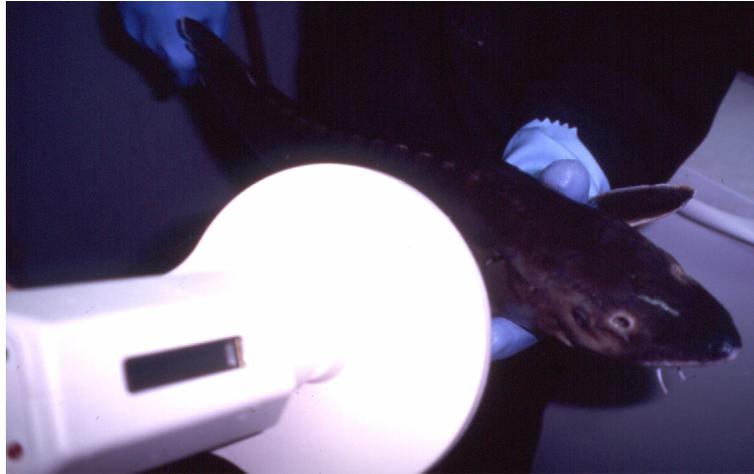


Abb. 2.2: Erfassung des alphanummerischen Identifikationscodes des Mikrotransponders mit Hilfe des Lesegerätes (Trovan®) (© E. Hensel)

### 2.3.6.1 Bestimmung der Länge und des Gewichts

Während der ersten Messperiode wurde der zu messende Stör im Anschluss an die Betäubung, der Spülung mit Frischwasser und dem Abtropfen des Restwassers zur Messung der Länge auf ein in der Fischzucht übliches Messbrett (Länge 85 cm) gelegt. Dabei wurde der Fisch mit dem Kopf voran solange in Richtung Nulllinie verschoben, bis die Spitze des Rostrums an dem dort fixierten Blech anstieß und somit mit der Nulllinie übereinstimmte. Bei entspannter Körpermuskulatur wurde dann am oberen Ende der heterocerken Schwanzflosse die Totallänge an der Messbrettskala abgelesen (s. Abb. 2.3).



Abb. 2.3: Längenmessung eines *Acipenser sturio* Juvenilen mit dem Längenmessbrett (© E. Hensel)

Die kleinste Skaleneinheit betrug 1 cm. Für Fische, deren Körperlänge 85 cm überschritt, wurde das Messbrett verlängert.

Im Anschluss wurde der Fisch gewogen. Dazu wurde ein rechteckiges Aluminiumblech verwendet, welches an den beiden Längsseiten im 45° Winkel nach oben gebogen war. Nach dessen Positionierung auf der elektronischen Waage (Sartorius®, Messbereich bis 6 kg) und der Kalibrierung wurde der Stör der Länge nach in das Wägeblech gelegt. Im Falle unerwünschter und erhöhter Bewegungsaktivität des Fisches wurde dessen Gewicht erst nach Beruhigung an der elektronischen, digitalen Skala (auf 1 g genau) abgelesen. Nach Abschluss beider Messungen wurde der Stör wieder zurück in das entsprechende Becken gesetzt.

### **2.3.6.2 Wägung mit Wasser gefüllter Aluminiumwanne**

Von Dezember 2000 an wurde eine neue Waage (Satorius®) verwendet, deren Messbereich sich von 1g bis 25 kg erstreckte und die auch als Hängewaage benutzt werden konnte. Der erweiterte Funktionsbereich erlaubte auch eine Veränderung des Wägevorgangs.

Um den Aufenthalt der Störe außerhalb des wässrigen Mediums so kurz wie möglich zu halten, wurde eine rechteckige Wanne aus Aluminium (1,2 x 0,2 x 0,2 m) konstruiert, die aufgrund des geringen Gewichts auf die Waage gestellt werden konnte und vor Beginn jeder Wägung mit 6-8 l Wasser gefüllt wurde, in die dann der zu wiegende Stör gesetzt wurde. Die Wanne war so konzipiert, dass selbst der größte Fische unbeeinträchtigt Platz fand, und ausreichend hohe Wannenwände einen Wasserverlust durch mögliche Bewegungen des zu messenden Fisches verhinderten (s. Abb. 2.4).

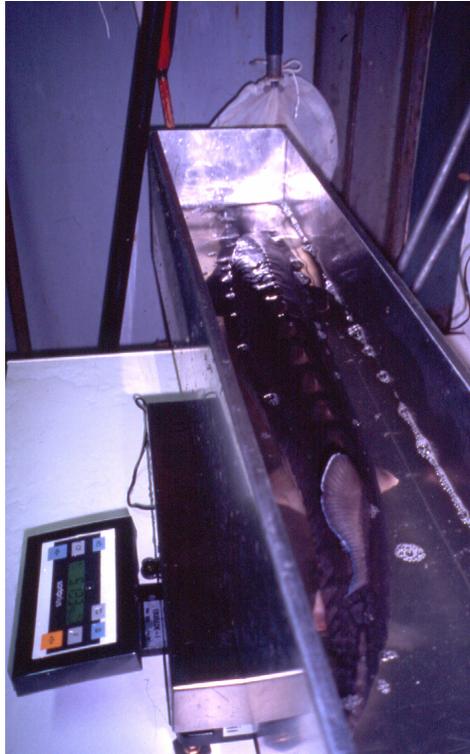


Abb. 2.4: Wägung mit Wasser gefüllter Aluminiumwanne (© E. Hensel)

### 2.3.6.3 Längenmessung und Wägung mit Hängewaage bzw. -trage

Mit steigender Fischgröße und zur Verkürzung des Messzeitraums wurde die neue Waage im Rahmen einer weiteren Modifizierung zu einer Hängewaage umgerüstet. Sie wurde zur Nutzung außerhalb des Beckens, in einer Höhe von ca. 1,80 m an einer Wand montiert. Die Vorsortierung bzw. kurzzeitige Aufbewahrung der Fische im Netz innerhalb des jeweiligen Beckens, ermöglichte nun die sofortige Entnahme der Individuen per Hand und Umsetzung in eine Trage, die dann unter die Waage gehängt werden konnte. Die zwei Meter lange Trage war an einem Ende mit einer Lasche für den Kopf der Fische ausgestattet. Am selben Ende war ein Maßband befestigt, welches für die Längenbestimmung der Fische verwendet wurde. Mit Hilfe der Trage konnte das Gewicht in hängendem Zustand bestimmen werden. Die Kombination der beiden Einzelmessungen bedeutete eine weitere Straffung des gesamten Messvorgangs, der pro Fisch dann 4-5 min dauerte. Diese neue Messmethodik wurde vom 30.10.2001 an bis zum Ende der Versuche am 25.03.2003 beibehalten.

**Tab. 2.6: Progression der Messmethodik**

<b>Datum</b>	<b>Methode / Modifikation</b>
02.07.1999	85 cm-Messbrett z. T. mit Verlängerung; 6 kg-Waage; mit Betäubung
21.11.2000	85 cm-Messbrett z. T. mit Verlängerung; Messung mit neuer 25 kg-Waage und Aluminiumwanne; ohne Betäubung
30.10.2001	Umrüstung der Waage zur Hängewaage bei gleichzeitiger Verwendung der neuen Hängetrage; Längenmessung innerhalb der Trage mit eingenähtem Maßband; ohne Betäubung

### **2.3.7 Gesundheitskontrolle**

Im Anschluss an die Längen- und Gewichtsmessung des Störs, wurde auch sein Gesundheitszustand kontrolliert. Dazu wurden alle Seiten gesamte Fisch auf Abschürfungen, Blutergüsse oder andere Verletzungen hin untersucht.

## **2.4 Experimentelle Untersuchungen zur Ernährung des Europäischen Störs**

### **2.4.1 Normierung der Versuchsbedingungen**

Eine Normierung der Ausgangsbedingungen zu Versuchsbeginn erfolgte durch nahezu gleiche Haltungsbedingungen in den jeweiligen Becken.

### **2.4.2 Fütterungs-Optimierung**

Im Rahmen der Durchführung der Versuche wurde eine Optimierung der Fütterung angestrebt.

A) Daher sollte durch eine geeignete Fütterungsmethodik den Fischen möglichst das gesamte Futter ohne Futterverluste zugänglich gemacht werden.

B) Die Beschaffenheit des Futters sollte auf die speziellen Versuchsbedingungen optimal abgestimmt sein. Um beispielsweise ein schnelles Absinken auf den Boden des Aquariums zu ermöglichen, war Futter mit einem höheren spezifischen Gewicht als das des Wassers notwendig. Aufgrund des eher ziellosen und länger andauernden Futtersuchverhaltens, war nur Futter mit einer ausreichenden Haltbarkeit im Wasser geeignet.

C) Eine optimale Futterqualität musste gewährleistet sein.

D) Ein möglichst optimaler Futterreiz, d.h. maximale Futterattraktivität, sollte geboten werden. Beide waren auch von der Qualität und den Inhaltsstoffen des Futters abhängig. Auch die Konsistenz, die Textur und Struktur spielten eine Rolle.

E) Es wurde eine optimale Futterverwertung angestrebt, d.h. bei gegebener Futtermenge sollte eine bestmögliche Gewichts- und Längenzunahme erreicht werden.

F) Eine adäquate Futterverwertungskontrolle beispielsweise durch den Einsatz von Sieb oder Gaze vor den Filtern, eine regelmäßige Reinigung der Filter bzw. der Lamellenabscheider etc., verbunden mit einer geeigneten statistischen Auswertung sollte die bestmögliche Bewertung des Fressverhaltens ermöglichen.

### **2.4.3 Futterbeschaffung**

Die Futterbeschaffung stellte einen weiteren limitierenden Faktor bei der Umsetzung dieses Forschungsvorhabens dar. In Abständen von maximal 14 Tagen mussten jeweils 100 Kilogramm (brutto) Futter geliefert werden, um die tägliche Verfütterung von ca. acht (brutto) bzw. vier Kilogramm (netto) gewährleisten zu können. Die Belieferung unterlag einer saisonalen Abhängigkeit. Im Winter waren nur dann ausreichende Mengen von großen Chironomiden-Larven lieferbar, wenn in der ersten Hälfte des Jahres in den Herkunftsländern

(Polen, Russland, Tschechien) entsprechende Mengen gefangen werden konnten. Soweit möglich, wurde auch auf eigene logistische Kapazitäten des IGB zurückgegriffen: Bei der experimentellen Evaluierung des Zwei-Komponenten-Futters aus großen gefrorenen Chironomiden und Stint *Osmerus eperlanus*, erfolgte die Bereitstellung der letztgenannte Komponente durch Schleppnetzbefischung im Berliner Müggelsee.

#### 2.4.4 Futterregime

Die Versuchstiere, *A. sturio*, wurden über den gesamten Untersuchungszeitraum hinweg, immer in regelmäßigen Abständen gefüttert. Die Häufigkeit der Fütterungen konnte jedoch in Abhängigkeit des jeweiligen Futterregimes variieren. Die Tabelle 2.7 gibt Aufschluss über die jeweiligen Fütterungszeiten, -intervalle und Häufigkeiten.

**Tab. 2.7: Übersicht der Fütterungszeiten; bei gesteigerter Fütterungsrate wurde am Tage die Menge des Futters der Tag- und Nachfütterung gefüttert; \* bei der einmaligen Fütterung an Wochenenden (Samstag und Sonntag) gab es keine zeitlich Festlegung**

Zeitraum	Versuchsperiode	Fütterzeiten, wochentags*							
(02.07.1999) 30.08.1999-27.03.2001	Komponenten-Evaluierung	08:00		13:00		18:00			
28.03.01-21.01.2003	Komponenten-Evaluierung / Haltungsdichte- Untersuchungen	08:00		11:00		14:00		16:00	
22.01.03-17.02.03	Tag- und Nachfütterung	08:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00
26.02.03-25.03.03	Gesteigerte Fütterungsrate (= Menge T-Nf.)	07:00	09:00	11:00	13:00	15:00	17:00		

An Wochenenden, d.h. jeweils Samstags und Sonntags, und an Feiertagen wurden die Fische jedoch nur mit 50-75% der täglichen Futterration gefüttert. Am Tage der Messung wurden die Störe morgens nicht gefüttert.

Die verabreichte Futtermenge einer Fütterung sollte grundsätzlich bis zur nächsten Fütterung ausreichen, d.h. es wurde ein Überschuss an Futter angeboten. Bei reduzierter Futteraufnahme durch die Störe, wurde in Anpassung an deren Fressverhalten die Menge der nachfolgenden Fütterung verringert. Die Futtermenge wurde indes erhöht, wenn das Futter bereits vor der nächsten Fütterung vollständig verzehrt worden war und keine Futterreste mehr im Becken vorhanden waren. Die auf diese Weise kontinuierlich bewirkte Sättigung der Fische durch *ad libitum*-Fütterung sollte somit möglichen Wachstumsdepressionen infolge von Futtermangel vorbeugen und möglichst maximales Wachstum auf diese Art und Weise

gewährleisten. Die Fütterungsrate betrug durchschnittlich 2% bis 6% des Körpergewicht/Tag (s. Kap. 2.6.1 bzw. Kap. 3.4.8). Um den Status quo der Futtermenge besser bewerten bzw. eine verlässlichere Quantifizierung möglicher Futterreste durchführen zu können, wurden zeitweilig starke Pumpen innerhalb oder außerhalb der Becken installiert. Mit deren Hilfe sollte dann vor jeder neuen Fütterung verbliebene Reste abgesaugt werden.

## 2.4.5 Futterkomponenten

Als potentielle Futterkomponenten kamen Komponenten in Betracht, die dem natürlichen Futterspektrum entstammten. BRO SSE et al. (2000) lieferte diesbezüglich die ersten Ergebnisse, die Auskunft über die natürlichen Beuteorganismen gaben. Auch bereits in der Aquakultur etablierte Futterorganismen wurden berücksichtigt. Insgesamt wurden acht verschiedene Frostfutterkomponenten, und ein kommerzielles Trockenfutter getestet (s. Tab. 2.8). Die Dauer des jeweiligen Tests war unterschiedlich und abhängig von der Versuchsin tention.

**Tab. 2.8: Übersicht über das natürliche Beutespektrum von *Acipenser sturio* (BROSSE et al., 2000) und die in den Versuchen verwendeten Futterkomponenten**

BROSSE et al., 2000		Getestete Futterkomponenten		
Taxon	Konsumierte Arten	Taxon	Animalische Komponenten	Abkürzungen
	AMPHIPODA		DIPTERA, NEMATOCERA	
	<i>Bathyporeia pelagica</i>	INSECTA	<i>Chironomus sp.</i> – gefroren, klein	GKC
	<i>Corophium volutator</i>		<i>Chironomus sp.</i> – gefroren, groß	GGC
	Gammarus sp.			
	ISOPODA		AMPHIPODA	
	<i>Cyathura carinata</i>		<i>Gammarus sp.</i> – gefroren	GGam
CRUSTACEA	<i>Syntidotea sp.</i>	CRUSTACEA	DECAPODA	
	MYSIDACEA		<i>Procambarus sp.</i> – Flusskrebs, gefroren	GPro
	<i>Mysidacea</i>		<i>Crangon crangon</i> – Nordseegarnele, gefroren	GCra
	DECAPODA		FISCHE	
	<i>Carcinus maenas</i>	TELEOSTEII	Dillis – kleine marine Fische, gefroren (Herkunft: Philippinen)	GKMF
	<i>Crangon crangon</i>		<i>Osmerus eperlanus</i> – Stint, gefroren	GOsm
	POLYCHAETA		<i>Sprattus sp.</i> – Sprotte, gefroren	GSpr
POLYCHAETA	<i>Heteromastus filiformis</i>		<b>andere Komponenten</b>	
	<i>Nereide sp.</i>		Trockenfutter	
	<i>Polydora ligni</i>		BioMar®	TF
TELEOSTII	FISCHE			
	<i>Pomatoschistus minutus</i>			

Das Frostfutter wurde bei -18°C gelagert. Vor jeder Fütterung wurde es aufgetaut, gewaschen und anschließend das Frischgewicht nach Abtropfen des Wassers bestimmt. Um weiteren Aufschluss über die Qualität des Futters zu erhalten, wurde in regelmäßigen Abständen durch

Stichproben der Wassergehalt bestimmt, d.h. das Verhältnis vom Gefriergewicht (Bruttogewicht, jeweils 100 g) zum Frischgewicht (Nettoabtropfgewicht, s. Kap. 3.3.1).

#### **2.4.5.1 Frostfutter-Komponenten**

Die Verwendung von Frostfutter bot den Vorteil, dass der Eintrag von Pathogenen durch den Gefrierungsprozess weitestgehend ausgeschlossen werden konnte. Auch die Möglichkeit Naturfutter bei Erhalt der Inhaltsstoffe konservieren und verfüttern zu können, erwies sich als besonders geeignet für ernährungsspezifische Untersuchungen.

##### **2.4.5.1.1 Dreikomponentenfutter**

Ein aus drei Komponenten (3K: gefrorene kleine marine Fische GKMF, gefrorene kleine Chironomiden GKC und gefrorene große Chironomiden GGC) bestehendes Futter (s. Tab. 2.9) wurde vier Wochen lang, vom 30. August bis zum 28. September 1999, in beiden Becken in seiner Wirkung auf das Wachstum der Störe getestet. Anschließend wurde es bis zum 21. Dezember 1999 als Kontrollfutter verfüttert. Ab der 17. Woche wurden ausschließlich gefrorene große Chironomiden GGC als Futter für die Kontrollgruppe verwendet. Die im Laufe der Untersuchungen verwendeten Kontrollfutter, 3K und GGC, wurden auch außerhalb der Versuchsperioden zur Ernährung der Fische benutzt.

##### **2.4.5.1.2 Zweikomponentenfutter**

Die Evaluierung neuer Futterkomponenten erfolgte vom 21. Dezember 1999 an immer bei gleichzeitiger Verfütterung einer Basiskomponente (s. Tab. 2.9), die in einem vorherigen Test gute Wachstumsraten erbracht hatte: gefrorene große Chironomiden GGC. Die Beimengung der Basiskomponente zur eigentlichen Testkomponente sollte eine zu starke Gewichtsabnahme der Fische verhindern, für den Fall, dass sich die neue Komponente als unattraktiv herausstellen sollte. Im Allgemeinen wurde die neue Futterkomponente in einer Menge von 25% des Frischgewichtes (FG) der gefrorenen großen Chironomiden GGC verabreicht. Neben der Erweiterung des Futterspektrums durch zusätzliche Komponenten, stand auch eine mögliche dauerhafte Gewöhnung an eben diese als Untersuchungsziel im Vordergrund.

**Tab. 2.9: Übersicht über die einzelnen Futterkomponenten und die zusammengestellten Futter;**  
 \* verdeutlicht die Verwendung als Bestandteil des Futters für die Fische der Kontrollgruppe.

Futterkomponente	Drei-	Zwei-	Einzelkomponente
	Komponentenfutter		
<i>Chironomus sp.</i> – gefrosten, klein	*	+	+
<i>Chironomus sp.</i> – gefrosten, groß	*	+	*
marine Fische – gefrosten, klein	*		+
<i>Osmerus eperlanus</i> – gefrosten		+	
<i>Sprattus sp.</i> – gefrosten		+	+
<i>Procambarus sp.</i> – gefrosten		+	
<i>Gammarus sp.</i> – gefrosten		+	
<i>Crangon crangon</i> – gefrosten		+	
Trockenfutter, BioMar®		+	+

#### 2.4.5.1.2.1 Basis-Komponente + Teleostei

Da im natürlichen Futterspektrum des Europäischen Störs auch Fische als potentielle Beute vorkommen (BROSSE et al., 2000), wurden verschiedene Teleostei als Futterkomponente getestet.

Stint, *Osmerus eperlanus*: Die erste neue Komponente, die untersucht wurde, war der Stint. Die dafür notwendigen Exemplare wurden im Berliner Müggelsee mit dem Schleppnetz gefangen und anschließend bei -18°C gelagert. Verfüttert wurden sie in aufgetautem und zerkleinertem Zustand, in Stückchen bis zu maximal 1 cm Größe. Der Testzeitraum betrug in diesem Fall nur 2 Wochen, nämlich vom 15. Februar bis zum 28. Februar 2000.

Sprotten, *Sprattus sp.*: Eine weitere Fischart, die auf ihre Attraktivität hin untersucht wurde, war die Sprotte (*Sprattus sp.*). Die Erfahrungen, die mit dieser Fischart im Aquarium der Biologischen Anstalt Helgoland (Alfred-Wegener-Institut) gemacht wurden, deuteten eine Eignung als Ernährungsbestandteil auch für die Störe am IGB an. Denn der letzte im Helgoländer Aquarium existierende Europäische Stör wurde zu 75% mit Sprotten ernährt (GÖHMANN, persönliche Mitteilung, 2001), die gefroren, halbiert oder in großen Stücken verfüttert wurden. Als Bezugsquelle für gefrorene Sprotten, die am IGB verwendet wurden, fungierte die Firma Peitzer Edelfisch in Vetschau bei Cottbus in Brandenburg. In der Kenntnis, dass die Ernährung des Helgoländer Exemplars des Europäischen Stör mit Sprotten erfolgreich gewährleistet wurde, wurde der Zeitraum für die Fütterung mit dieser Komponente mehrmals über die zweiwöchige Versuchsphase ausgedehnt.

Zur Bewertung inwieweit eine Gewöhnung im Rahmen der 2-Komponenten-Fütterung stattgefunden hatte, wurde die neue Komponente – Sprotten GSpr – anschließend allein in einer weiteren Versuchsperiode gefüttert.

Um einen langfristigen Gewöhnungsprozess zu ermöglichen, wurde die Versuchsdauer auf über 6 Monate, d.h. bis zum 13.11.2001, ausgedehnt (s. Tab. 2.10). Es wurden sowohl die Zweikomponentenfütterung, als auch die Einzelkomponentenfütterung durchgeführt, und die entsprechende Wachstumsleistung gemessen.

**Tab. 2.10: Übersicht über den experimentellen Verlauf der Sprotten-Fütterung GSpr; die Angabe der Menge der Sprotten erfolgte jeweils in Bezug auf das Frischgewicht (FG) der gefütterten gefrorenen, großen Chironomiden GGC**

Dauer der experimentellen Perioden	Datum der Messung	Anzahl der Wochen	Becken 1501	Becken 1505	
			Futter-Komponente(n)	Futter-Komponente(n)	Menge der Zusatzkomponente
			N = 14	N = 13	
10.04.-23.04.01	24.04.01	86	GGC	GGC	
24.04.-07.05.01	08.05.01	88	GGC	GGC + GSpr	10-25% FG (ca. 150 g)
08.05.-21.05.01	22.05.01	90	GGC	GSpr	ca. 500 g täglich
22.05.-04.06.01	05.06.01	92	GGC	GGC + GSpr	10% FG (ca. 100 g)
05.06.-18.06.01	19.06.01	94	GGC	GGC + GSpr	10% FG (ca. 60-70 g)
19.06.-02.07.01	03.07.01	96	GGC	GSpr	ca. 100-200 g morgens und abends
03.07.-23.07.01	24.07.01	99	GGC	GGC + GSpr	10% FG (ca. 60-70 g)
24.07.-06.08.01	07.08.01	101	GGC	GGC + GSpr	25% FG (ca. 150-250 g)
07.08.-20.08.01	21.08.01	103	GGC	GGC + GSpr	25% FG (ca. 150-250 g)
21.08.-03.09.01	04.09.01	105	GGC	GGC + GSpr	25% FG (ca. 150-250 g)
04.09.-17.09.01	18.09.01	107	GGC	GGC + GSpr	ca. 150-250 g nur morgens
18.09.-01.10.01	02.10.01	109	GGC	GSpr	ca. 100 g morgens und abends
02.10.-15.10.01	16.10.01	111	GGC	GGC + GSpr	10% FG (ca. 50-55 g), morgens und abends
16.10.-29.10.01	30.10.01	113	GGC	GGC + GSpr	10% FG (ca. 50-55 g), morgens und abends
30.10.-12.11.01	13.11.01	115	GGC	GGC + GSpr	10% FG (ca. 50-55 g), morgens und abends
13.11.-26.11.01	27.11.01	117	GGC	GGC	

#### 2.4.5.1.2.2 Basis-Komponente + Crustaceen

Wie aus den Untersuchungen von BROSSE et al. (2000) hervorging, waren verschiedene Crustaceen im natürlichen Beutespektrum von *A. sturio* enthalten. Außerdem wurde der „Helgoländer Stör“ auch mit gefrorenen oder lebenden Nordseegarnelen *Crangon crangon* gefüttert (GÖHMANN, persönliche Mitteilung, 2001). Daher lag die experimentelle Evaluierung verschiedener Organismen dieser Gruppe als potentielle Futterkomponenten nahe. Als erstes wurde den gefrorenen großen Chironomiden GGC das Fleisch der tropischen Flusskrebsgattung *Procambarus sp.* (GPro) hinzugefügt und in Becken 1501 verabreicht. Danach folgten als Testkomponenten Bachflohkrebse *Gammarus sp.* (GGam) im Becken 1501 und Nordseegarnelen *Crangon crangon* (GCra) im Becken 1505 (s. Tab. 2.11).

Tab. 2.11: Übersicht über den experimentellen Verlauf der Fütterung verschiedener Crustaceen

Dauer der experimentellen Perioden	Datum der Messung	Becken 1501		Becken 1505	
		Futter-Komponente(n)	Menge der Zusatzkomponente	Futter-Komponente(n)	Menge der Zusatzkomponente
		N = 12		N = 11	
25.04.-08.05.00	09.05.00	GGC		GGC	
09.05.-22.05.00	23.05.00	GGC + GPro	1-10% FG	GGC	
23.05.-05.06.00	06.06.00	GGC		GGC	
06.06.-19.06.00	20.06.00	GGC + GGam	25% FG	GGC	
20.06.-03.07.00	04.07.00	GGC		GGC + GCra	25% FG
04.07.-17.07.00	18.07.00	GGC		GGC	
		N = 12 + 2 = 14		N = 11 + 2 = 13	
18.07.-31.07.00	01.08.00 (Di.)	GGC + GGam	25% FG	GGC + GGam	25% FG
01.08.-13.08.00	14.08.00 Mo.	GGC		GGC	
14.08.-28.08.00	29.08.00 Di.	GKC		GKC	
29.08.-11.09.00	12.09.00	GGC		GGC	
12.09.-25.09.00	26.09.00	GGC + GCra	ca. 100% FG	GGC + GCra	ca. 100% FG
26.09.-09.10.00	10.10.00	GGC		GGC	

### 2.4.5.1.3 Einzelkomponentenfutter

Insgesamt fünf verschiedene Einzelkomponenten wurden im gesamten Untersuchungszeitraum einer wachstumsspezifischen Evaluierung unterzogen: Gefrorene, kleine marine Fische (GKMF), gefrorene, große Chironomiden (GGC) und gefrorenen, kleinen Chironomiden (GKC) untersucht. Zwei weitere Einzelkomponenten die zuvor in Verbindung mit einer Basiskomponente als Zweikomponentenfutter verabreicht wurden, wurden im Anschluss auf ihre alleinige Wirkung hin getestet: Kommerzielles Trockenfutter (TF) der Firma BioMar® und gefrorene Stückchen der Sprotte *Sprattus sp.* (GSpr).

### 2.4.5.2 Futterzusätze (-zusatzstoffe)

Während der Futtermittelversuche wurden keine speziellen Zusätze hinzugefügt, um die Ergebnisse nicht zu verfälschen. Außerhalb dieses Zeitraums, bei der ausschließlichen Fütterung der Basiskomponente gefrorene große Chironomiden GGC wurden dem Futter in Becken 1505 dreimal (24. und 29. Mai, sowie am 1. Juni 2000) jeweils 4 g (= 4x 30 cm Gelstrang) einer zähflüssigen Vitamin-Paste (V-MAXX Marinus Gel - Spezial-Vitamine für Frostfutter, DENNERLE GmbH, Vinningen, s. Tab. 2.12) zugesetzt. Dazu wurden die GGC wie üblich aufgetaut, gewaschen und das Frischgewicht bestimmt, sowie anschließend mit der Vitamin-Paste durchmischt.

Tab. 2.12: Zusatzstoffe der Vitamin-Paste V-MAXX Marinus Gel

Zusatzstoffe je 1 kg/1.000ml	Menge
Vitamin A	600.000 IE (=IU)
Vitamin B <sub>1</sub>	1.000 mg
Vitamin B <sub>2</sub>	1.000 mg
Vitamin B <sub>6</sub>	500 mg
Vitamin B <sub>12</sub>	5.000 µg
Biotin	15.000 µg
Vitamin C	18.0000 mg
Cholinchlorid	50.000 mg
Vitamin D <sub>3</sub>	60.000 I.E.
Vitamin E	6.000 mg
Folsäure	250 mg
Vitamin K <sub>3</sub>	500 mg
Inosit	10.000 mg
Nicotinsäureamid	4.000 mg
Calcium-D-Pantothenat	2.500 mg
DL-Methionin	10.000 mg
L-Lysin	10.000 mg
L-Threonin	425 mg
L-Tryptophan	160 mg
weitere Aminosäuren	keine Angaben
Lecithin	30.000 mg

### 2.4.5.3 Weitere Komponenten

#### 2.4.5.3.1 Trockenfutter

Der wesentliche Vorteil der Fütterung mit Trockenfutter (TF) besteht in der unabhängigen Gestaltung des Futterregimes und der möglichen Automatisierung des Fütterungsvorgangs. Dadurch ist auch eine konstante Zuführung der Nahrung über lange Zeiträume von bis zu 12 Stunden oder mehr möglich. Ein weiterer Vorteil besteht einerseits in der Einheitlichkeit der Futterzusammensetzung und andererseits in der Möglichkeit bei Eigenprodukt eines solchen Futters, die Inhaltsstoffe nach eigenem Ermessen zusammenstellen zu können.

Ein den Bedürfnissen der Störe in Aquakultur angepasstes Futter existiert zur Zeit nicht auf dem Futtermittelmarkt (ANDERS, persönliche Mitteilung, 2001). Daher musste auch für diese futterexperimentellen Versuche (s. Tab. 2.13) auf kommerzielles Forellen-Futter der Firma BioMar® (Zusammensetzung, s. Tab. 2.14) zurückgegriffen werden.

Zum Abschluss dieser Versuchsreihe wurde ein selbst hergestelltes Gemisch, bestehend aus jeweils 200 g des kommerziellen Forellen-Futters der Firma BioMar® und 150 g zerkleinerter (Moulinette®), gefrorener kleiner Chironomiden GKC, verfüttert.

**Tab. 2.13: Übersicht über den experimentellen Verlauf der Fütterung von Trockenfutter (TF) in Kombination mit gefrorenen großen Chironomiden GGC und als Alleinfutter.**

Dauer der experimentellen Perioden	Datum der Messung	Becken 1501		Becken 1505
		Futter-Komponente(n)	Menge der Zusatzkomp.	Futter-Komponente(n)
		N = 14		N = 13
30.01.-12.02.01	13.02.01	GGC		GGC
13.02.-26.02.01	27.02.01	GGC + TF50	10% FG (50 g pro Fütterung)	GGC
27.02.-12.03.01	13.03.01	GGC + TF50	10% FG (50 g pro Fütterung)	GGC
13.03.-26.03.01	27.03.01	TF200	200 g täglich	GGC
27.03.-09.04.01	10.04.01	GGC		GGC
19.02.-04.03.02	05.03.02	GKC + TF	240 g täglich	GKC

**Tab. 2.14: Zusammensetzung des kommerziellen Forellenfutters von BioMar® Ecolife, 18<sup>90</sup> Alleinfuttermittel für Fische, 3 mm Pellets**

Inhaltsstoff	Anteil [%]
Rohprotein	45,0
Rohfett	22,5
Kohlenhydrate	15,5
Rohfaser	1,8
Asche	7,7
Kalk	0,9
Meth.-Cyst.	1,4
Brutto Energie	22,5 MJ bzw. 5382 kcal
Umsetzbare Energie	18,2 MJ bzw. 4342 kcal

#### 2.4.5.4 Futterreste, Faeces, Rückwaage, Lamellenabscheider-Rückstände

Soweit Futterreste und Faeces in relevanten Mengen vorlagen, d.h. mit Hilfe eines Keschers oder Siebs aus den Becken entfernt werden konnten, wurden sie zurückgewogen und von der verabreichten Futtermenge subtrahiert.

Nach Inbetriebnahme der neuen Filteranlagen, im Zuge der Einrichtung der neuen bzw. der Umrüstung der älteren Becken, wurde eine vereinheitlichte Bestimmung der Futterreste und Faeces möglich. Diese wurde ab dem 19. März 2002 im Becken 2, dem 14. Mai 2002 im

Becken 1 und ab dem 20. August 2002 in allen vier Becken regelmäßig durchgeführt, d.h. im selben Rhythmus wie die Messungen der Störe.

Dazu wurden die Lamellenabscheider, in denen sich die im Wasser befindlichen Partikel unmittelbar nach Verlassen des Beckens durch den Überlauf absetzen, gründlich entleert, gereinigt und die gesamten Rückstände in ihrer Menge bestimmt.

#### **2.4.6 Hunger-Versuch**

Vom 29. Februar bis zum 14. März 2000 wurden die Störe im Becken 1505 nicht gefüttert, um die Auswirkungen von Futtermangel auf das Wachstum zu untersuchen.

#### **2.4.7 24 Stunden-Fütterung (Tag- und Nacht-Fütterung)**

Im Rahmen des praktizierten Futterregimes wurden die Fütterungen überwiegend in den Tagesstunden durchgeführt (s. Tab. 2.7), aber der Anteil einer möglichen Futteraufnahme zu den Nachtstunden blieb unberücksichtigt. Da jedoch bekannt ist, dass *A. sturio* nachtaktiv ist, mit einem Aktivitätsmaximum um 05.00 Uhr morgens und einem Aktivitätsminimum zwischen 19.00 und 20.00 Uhr abends (STAAKS et al., 1999), wurde vom 21. Januar bis zum 14. Februar 2003 (über zwei Messintervalle) die Wachstumsentwicklung bei der Fütterung über 24 Stunden, d.h. des tags und des nachts, untersucht. Fütterungen erfolgten alle 3 Stunden: 08:00, 11:00, 14:00, 17:00, 20:00, 23:00, 02:00 und 05:00 Uhr.

#### **2.4.8 Tagesfütterung mit der Futtermenge der Tag- und Nachtfütterung**

Um die Auswirkungen einer gesteigerten Fütterungsrate in einem kürzeren täglichen Fütterungszeitraum zu untersuchen, wurde die gleiche Fütterungsrate wie bei der Tag- und Nachtfütterung beibehalten, die Zahl der Fütterungen aber von acht auf fünf am Tag reduziert. Vom 25. Februar bis zum 25. März 2003 wurde daher um 07:00, 09:00, 11:00, 13:00, 15:00 und 17:00 Uhr gefüttert, und die Menge bei den letzten beiden Fütterungen vervielfacht.

#### **2.4.9 Chemische Futterzusammensetzung**

Um Erkenntnisse über die chemische Zusammensetzung und mögliche attraktive Inhaltsstoffe zu erhalten, wurden 50 Proben (jeweils 25 Doppelanalysen) aus insgesamt fünf verschiedenen Chargen (29.05.01, 27.03.01, 28.02.01, 24.04.01 und 08.05.01) der GGC chemisch analysiert. Zuerst wurde der Trockensubstanz- bzw. Rohwasseranteil durch Gefriertrocknung festgestellt. Anschließend wurden zwei Stoffklassen nicht jedoch deren Reinstoffe bzgl. ihres Gehalts in den Proben untersucht. Der Rohascheanteil wurde durch Erhitzen ermittelt. Die Rohfette wurden durch Etherextraktion mit einer Soxhletapparatur bestimmt und die Rohasche mit

Hilfe eines Heizbettes. Lediglich bei den Proteinen wurde neben dem Anteil der Stoffklasse auch deren Zusammensetzung analysiert. Die Bestimmung des Rohproteins erfolgte nach der Methode von Kjeldahl und die der Aminosäuren (AS) mit der High Performance Liquid Chromatography (HPLC).

#### **2.4.9.1 Analyse-Methoden und analysierte Inhaltsstoffe**

##### **2.4.9.1.1 Trockensubstanz bzw. Rohwasser mittels Gefriertrocknung**

Die Trockensubstanz (TS) enthält alle anorganischen und organischen Bestandteile, die unter Trocknungsbedingungen nicht flüchtig sind und entspricht der Massendifferenz von Frischmasse zu Rohwasser. Die Trocknung erfolgte in diesem Fall durch Gefrierung.

Dazu wurden die Analysebecher und deren Deckel einheitlich durchnummeriert sowie deren Einzel- und Gesamtgewicht bestimmt. Anschließend wurde das Abtropfgewicht der Proben festgestellt, diese in die Becher gegeben und verschlossen. In einer Tiefkühltruhe wurden die Proben über 12 Stunden bei  $-18^{\circ}\text{C}$  vorgetrocknet. Danach wurden die Deckel entfernt und durch Parafilm® ersetzt, bevor die Analysebehälter in den Gefriertrocknungsautomaten gestellt wurden. Die Gefriertrocknung dauerte 48 Stunden. Nach Entnahme der Becher wurde die Gewichts Differenz bestimmt. Die Trocknung durch Gefrierung wurde noch einmal für weitere 48 Stunden fortgesetzt, und wiederum das verbliebene Gewicht ermittelt.

Für weitergehende Analysen war es notwendig, die gefriergetrockneten Proben mit einem Homogenisator zu homogenisieren.

##### **2.4.9.1.2 Rohasche**

Die TS enthält einen verbrennbaren Anteil, die sogen. weiße Asche, und einen unverbrennbaren – die Rohasche (engl. crude ash: CA). Der verbrennbare besteht aus organischen Substanzen, die bei weiterer Erhitzung der TS zerstört werden.

Zur Bestimmung des Rohascheanteils wird die Probe bis zur Massenkonstanz erhitzt. Der dann nicht verbrennbare Rückstand, die Rohasche, enthält Mineralien und andere unverbrennbare Fremdstoffe, wie z.B. silikathaltige, erdige Verunreinigungen.

Zur Bestimmung des Rohascheanteils wurden die verwendeten Porzellantiegel zuerst für 15 min bei  $850^{\circ}\text{C}$  vorgeglüht und dann zur Abkühlung ca. eine Stunde in einen Exsikkator gestellt. Dann erfolgte die Einwaage von 0,8000-1,2000 g der Probensubstanz auf der Analysenwaage. Anschließend wurden die zu analysierenden Substanzen in den Tiegel bei  $750^{\circ}\text{C}$  ca. 30 min lang vorverascht, bis die Rauchentwicklung abgeschlossen war. Die eigentliche Veraschung wurde in einem Heizbett bei  $750^{\circ}\text{C}$  durchgeführt, bis an den Tiegel

nach ca. vier bis fünf Stunden ein blanker Streifen am oberen Rand entstanden war. Die Abkühlung der Tiegel erfolgte wiederum im Exsikkator. Danach wurde erneut die verbliebene Substanzmenge ausgewogen und der Gehalt berechnet.

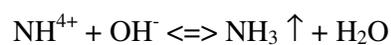
#### **2.4.9.1.3 Rohfette**

Die Bestimmung des Rohfettgehalts erfolgte mit Hilfe eines Etherextraktes und einer Soxhlet-Apparatur. Dazu wurden zuerst die leeren Soxhlethülsen gewogen, und dann 0,8000-1,2000 g der Analysesubstanz hinein gegeben. Jede Probe wurde zweimal eingewogen und dem Analyseverfahren unterzogen (Doppelbestimmung). Die Hülsen wurden mit einem Wattebausch verschlossen.

Für den Petrolether gebräuchliche Aluminiumbecher wurden bei 100°C im Trockenschrank getrocknet und für ca. eine Stunde zum Abkühlen in einen Exsikkator gestellt. Pro Aluminiumbecher wurden drei Glasperlen hineingelegt, um einen Siedeverzug zu verhindern. Anschließend wurden die Aluminiumbehälter inklusive der Perlen auf der Analysenwaage auf 0,1 mg genau ausgewogen. Das Soxhletgerät wurde mit den Hülsen und den mit 50 ml Petrolether gefüllten Aluminiumbechern bestückt. Der Betrieb erfolgte dann nach Vorschrift: 1. Kochstufe, 30 min. 2. Rückspülstufe, 45 min. 3. Lösungsmittelverdampfung, 15 min. Nach Abschluss dieser Arbeitsschritte wurden die Aluminiumgefäße entnommen und zum Trocknen für ca. eine Stunde bei 100°C in den Trockenschrank gestellt. Danach wurden sie zur Abkühlung für eine Stunde in den Exsikkator gestellt und schließlich auf der Analysenwaage gewogen. Nun konnte die Berechnung der Fettwerte erfolgen.

#### **2.4.9.1.4 Rohproteine (N)**

Die Bestimmung des Stickstoffs organischer Substanzen beruht, wie die des Ammoniaks in Ammoniumsalzen oder der Salpetersäure in Nitraten darauf, dass das Ammoniumion durch Zugabe überschüssiger Natronlauge als gasförmiger Ammoniak ausgetrieben wird:



In einem abgemessenen Volumen einer Säurelösung bekannter Konzentration, die im Überschuss vorgelegt wird, erfolgt dann die Absorption des Ammoniaks. Der Gehalt an Ammoniak wird dann durch Rücktitration der nicht umgesetzten Säure bestimmt (JANDER & JAHR, 1986).

Wenn der zu bestimmende Stoff nicht in Form eines Ammoniumsalzes vorliegt, muss er in ein solches überführt werden. Organische stickstoffhaltige Verbindungen, insbesondere

Aminoverbindungen, werden nach KJELDAHL (1883) durch Erhitzen mit konzentrierter Schwefelsäure zerstört. Dabei wird der Kohlenstoff zu Kohlendioxid oxidiert, während der zuvor organisch gebundene Stickstoff quantitativ in Ammoniumsulfat überführt wird (JANDER & JAHR, 1986).

Die Stickstoffanalyse der GGC wurde mittels der Methode von KJELDAHL (1883) bestimmt. Dazu wurden 0,0700-0,0800 g der Proben je zweimal in Pergamenttütchen eingewogen (Doppelbestimmung). Die Pergamenttütchen wurden in ein 100 ml Aufschlussglas überführt und jeweils ein Kjeltabs–Auto (vorgefertigtes Katalysatorreaktionsgemisch in Tablettenform) pro Glas und 6 ml konzentrierte H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> zugegeben. Der Aufschluss erfolgte bei 430°C über 1,5 Stunden im Aufschlussystem DS 12 der Firma Foss Deutschland GmbH. Nach dem Abkühlen der Proben wurde in der Kjeltec 1026 Destilliereinheit der Firma Foss Deutschland GmbH destilliert. Als Vorlage wurden 20 ml 2%ige Borsäurelösung genutzt, die mit fünf Tropfen Mischindikator versetzt wurden. Nach erfolgter Titration wurde der prozentuale Rohproteingehalt wie folgt berechnet:

$$(\text{ml n}/20 \text{ H}_2\text{SO}_4 * 0,43775) / \text{Einwaage} = \% \text{ Rohprotein in der TS.}$$

#### 2.4.9.1.4.1 Aminosäuren

Zur Bestimmung der Aminosäuren war die Aufarbeitung der gefriergetrockneten Proben notwendig. Dazu wurde wie folgt verfahren: 5 mg der 25 Proben (Doppelbestimmung) wurden an der Analysen-Waage in Glasampullen eingewogen, und pro Ampulle 1 ml 6 n Salzsäure zur Hydrolysierung der schwefelhaltigen Aminosäuren hinzugegeben. Schließlich wurden die Enden der Ampullen verschmolzen und damit verschlossen. Die Ampullen wurden dann für 18 bzw. 24 Stunden bei 110°C in den Trockenschrank gestellt (UAMAGAT et al., 1982). Nach dem Hydrolysierungsvorgang wurden die Ampullen geöffnet und der Inhalt mit 6 n NaOH neutralisiert.

Nach Überführung in Eppendorfgefäße (1,5 ml) wurde wiederum Gefrier Trocknung durchgeführt. Zur analytischen Bestimmung der Aminosäuren mittels High Performance Liquid Chromatography (HPLC) wurden die hydrolysierten Proben mit 1000 µl Extraktionspuffer versetzt. Anschließend wurden 50 µl Interner Standard (2 µg Homoserin) und 500 µl des Hydrolyseauszugs in ein Reaktionsfläschchen gegeben und dieses in den Autosampler gestellt. Dort erfolgte die Einspritzung bzw. Vermischung mit weiteren Reagenzien, wie dem 200 µl Borat-Puffer und 100 µl OPA. Nach einer Reaktionszeit von 200 Sekunden wurde das Gemisch mit 50 µl 0,1 m Salzsäure neutralisiert. Schließlich wurde eine

1:4 Verdünnung des Reaktionsgemisches mit Verdünnungslösung versetzt und in das HPLC-Gerät zur chromatographischen Analyse eingespritzt. Diese erfolgte gemäß dem in OGUNJI (2001) beschriebenen Verfahren.

#### **2.4.9.1.5 Stickstofffreie Extraktstoffe (NfE)**

Alle Verbindungen, die durch die chemische Analyse bis jetzt nicht erfasst wurden, werden als stickstofffreie Extraktstoffe (engl. nitrogen free extractives: NfE) bezeichnet. Dazu zählen Zucker aller Art, und andere leicht lösliche Kohlenhydrate, wie Stärke, Glykogen oder Inulin, sowie Hemicellulosen, lösliche Anteile pflanzlicher Gerüstbaustoffen, wie Pektine,  $\beta$ -Glukane, und lösliche Anteile von Cellulose, Pentosane und Lignin.

Die Berechnung erfolgte durch die Addition der ermittelten Analysenwerte (g/kg) für Wasser, Rohasche, Rohprotein, Rohfett und Rohfaser. Aus der Differenz zu 1000 g ergab sich die Menge an NfE (g/kg) (BAUER, 2004).

## **2.5 Untersuchungen zum möglichen Einfluss der Haltungsdichte auf das Wachstum**

Die Haltungsdichte wurde von Beginn der Untersuchungen an als ein Faktor berücksichtigt, der das Wachstum möglicherweise beeinflussen kann. Zu Beginn jeder Versuchsphase wurde die Dichte dann der jeweiligen Versuchsintention angepasst.

### **2.5.1 Fütterungsexperimente**

Im Rahmen der Fütterungsversuche wurde nur zu Beginn auf gleiche Dichten geachtet. Beide Versuchsbecken, 1501 (N = 12) und 1505 (N = 11) wurden am 30. August 1999 mit einer Fischbiomasse von 23,787 bzw. 23,407 kg besetzt.

### **2.5.2 Versuche zu unterschiedlichen Haltungsdichten**

Um den möglichen Einfluss der Haltungsdichte zu untersuchen, wurde der Verlauf des Wachstums bei wechselnden Haltungsdichten aber gleicher Futterkomponente – gefrorenen großen Chironomiden GGC – in den Becken beobachtet (s. Tab. 2.15 und Tab. 2.16).

Zu Beginn der Versuche am 20. August 2002 wurden alle vier Becken mit den Fischen per Zufallsauswahl so besetzt, dass annähernd die gleichen Biomassen von 30 kg in den Becken vorhanden waren. Am 01. Oktober 2002 wurden die Fischgruppen aus den kleinen Becken in die größeren Becken gesetzt und umgekehrt. Am 12. November 2002 erfolgte eine neue

Gruppenzusammenstellung per Zufallsauswahl, jedoch mit einer Fischbiomasse von 25 kg in den kleineren und von 40 kg in den größeren Becken.

**Tab. 2.15:** Übersicht über den experimentellen Verlauf der Untersuchungen zum möglichen Einfluss der Haltungsdichte auf das Wachstum in Becken 1 (11,56 m<sup>2</sup>) und Becken 2 (11,56 m<sup>2</sup>). Ausschließlich Fütterung von gefrorenen großen Chironomiden GGC.

Dauer der experimentellen Perioden	Datum der Messung	Anzahl der Wochen	Becken 1 (11,56 m <sup>2</sup> )	Becken 2 (11,56 m <sup>2</sup> )
			Futter-Komponente(n)	Futter-Komponente(n)
			N = 8 (ca. 30 kg)	N = 5 (ca. 30 kg)
20.08.-02.09.02	03.09.02	156	GGC	GGC
03.09.-16.09.02	17.09.02	158	GGC	GGC
17.09.-30.10.02	01.10.02	160	GGC	GGC
			<b>N = 8</b>	<b>N = 6</b>
			(vorher in Becken 4)	(vorher in Becken 3)
01.10.-14.10.02	15.10.02	162	GGC	GGC
15.10.-28.10.02	29.10.02	164	GGC	GGC
29.10.-11.11.02	12.11.02	166	GGC	GGC
			<b>N = 8 (ca. 40 kg)</b>	<b>N = 8 (ca. 40 kg)</b>
12.11.-25.11.02	26.11.02	168	GGC	GGC
26.11.-09.12.02	10.12.02	170	GGC	GGC
10.12.-22.12.02	23.12.02	172	GGC	GGC
23.12.-06.01.03	07.01.03	174	GGC	GGC
07.01.-20.01.2003	21.01.03	176	GGC	GGC

**Tab. 2.16:** Übersicht über den experimentellen Verlauf der Untersuchungen zum möglichen Einfluss der Haltungsdichte auf das Wachstum in Becken 3 (vorher Becken 1505, 6,8 m<sup>2</sup>) und Becken 4 (vorher Becken 1501, 6,8 m<sup>2</sup>). Ausschließlich Fütterung von gefrorenen großen Chironomiden GGC.

Dauer der experimentellen Perioden	Datum der Messung	Anzahl der Wochen	Becken 3 (6,8 m <sup>2</sup> , vorher 1505)	Becken 4 (6,8 m <sup>2</sup> , vorher 1501)
			Futter-Komponente(n)	Futter-Komponente(n)
			N = 6	N = 8
20.08.-02.09.02	03.09.02	156	GGC	GGC
03.09.-16.09.02	17.09.02	158	GGC	GGC
17.09.-30.10.02	01.10.02	160	GGC	GGC
			<b>N = 5</b>	<b>N = 8</b>
				(vorher in Becken 3)
01.10.-14.10.02	15.10.02	162	GGC	GGC
15.10.-28.10.02	29.10.02	164	GGC	GGC
29.10.-11.11.02	12.11.02	166	GGC	GGC
			<b>N = 5 (ca. 25 kg)</b>	<b>N = 6 (ca. 25 kg)</b>
12.11.-25.11.02	26.11.02	168	GGC	GGC
26.11.-09.12.02	10.12.02	170	GGC	GGC
10.12.-22.12.02	23.12.02	172	GGC	GGC
23.12.-06.01.03	07.01.03	174	GGC	GGC
07.01.-20.01.2003	21.01.03	176	GGC	GGC

## 2.6 Biometrie – Berechnungen und Statistische *Analysen*

### 2.6.1 Berechnungen

**Spezifische Wachstumsrate** (SWR, engl. specific growth rate, SGR):

Als Grundlage für die Berechnung der spezifischen Wachstumsraten (SWR) dienten die durch Messung bestimmten Längen und Gewichte der Fische. Die spezifischen Wachstumsraten wurden nach der Formel von RICKER (1975) berechnet, und erlaubten den Vergleich des Wachstums von Fischen unterschiedlichen Gewichts. Folgende Formel wurde verwendet:

$$\text{SWR [\% Körpergewicht/Tag]} = 100 * \left( \frac{\ln W_t - \ln W_0}{t} \right)$$

mit  $\ln W_t$  = Gewicht des Fisches zu Versuchsbeginn,  $\ln W_0$  = Gewicht des Fisches zu Versuchsende,  $t$  = Dauer der Versuchsperiode [Tagen].

**Fütterungsrate** (FR, engl. feeding rate)

Die Ermittlung der Fütterungsrate (FR) erfolgte auf der Grundlage der Bestimmung der Nettoabtropfgewichte der Frostfutterkomponenten (s. Kap. 3.3 bzw. 3.3.1), dem täglichen Futterbedarf über den Untersuchungszeitraum und der daraus resultierenden Fischbiomasse des jeweiligen Beckens.

Die Fütterungsrate wurde berechnet als das prozentuale Verhältnis von Frischgewicht des Futters pro Tag zum Körpergewicht der Fische und betrug durchschnittlich 2% bis 6% des Körpergewicht/Tag (s. Kap. 3.4.8).

$$\text{FR [\% Körpergewicht/Tag]} = 100 * \left( \frac{\frac{\text{Futtermenge}}{\text{Fischbiomasse}}}{t} \right)$$

mit  $t$  = Dauer der Versuchsperiode [Tagen].

## **Futtermengen**

Die berechnete, verabreichte Futtermenge wurde aus den Netto-Abtropfgewichten und der Zahl der verabreichten Tafeln ermittelt.

Die berechnete, tatsächliche Futtermenge wurde durch Subtraktion der Menge an Futterresten und Faeces von der verabreichten, berechneten Futtermenge bestimmt.

## **2.6.2 Statistik**

### **2.6.2.1 Untersuchung auf Normalverteilung**

Alle auszuwertenden Daten wurden mit dem Test von KOLMOGOROV-SMIRNOV auf eine normalverteilte Grundgesamtheit (Normalverteilung) getestet und anschließend mit verteilungsabhängigen (parametrischen) bzw. –unabhängigen (nichtparametrischen) Tests statistisch analysiert.

### **2.6.2.2 U-Test (MANN-WHITNEY)**

In Ermangelung einer Normalverteilung wurden Unterschiede zwischen zwei Stichproben ( $k = 2$ ) mit dem U-Test (MANN-WHITNEY Rangsummen Test) auf ihre statistische Signifikanz untersucht.

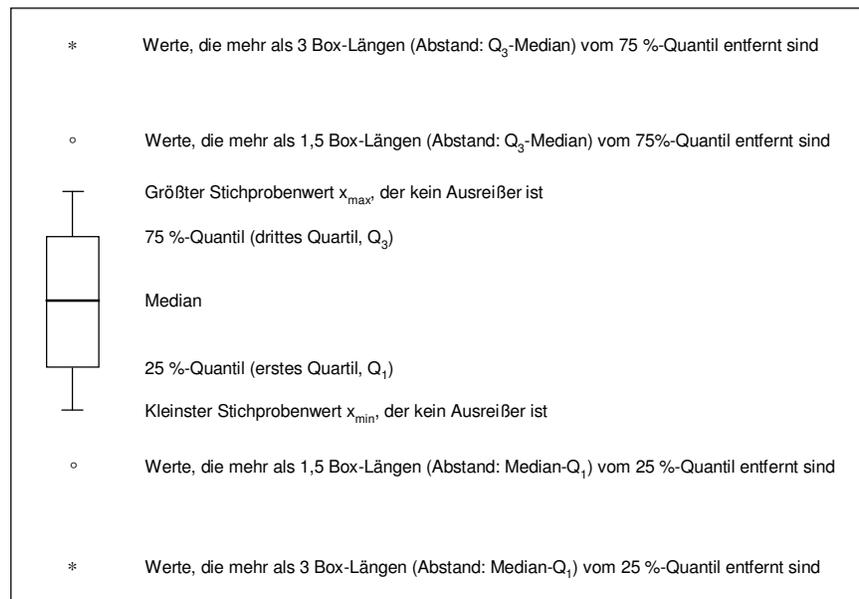
### **2.6.2.3 H-Test (KRUSKAL-WALLIS)**

Für multiple Vergleiche nicht-parametrischer Stichproben wurde der H-Test (KRUSKAL-WALLIS) durchgeführt. Diese einfaktorische Varianzanalyse dient dazu festzustellen, ob zwischen den  $k$  Stichproben signifikante Unterschiede bestehen, oder ob sie aus der gleichen Grundgesamtheit stammen (KOEHLER et al., 1996).

### **2.6.2.4 Boxplots**

Die Darstellung der SWR-Werte erfolgte durch sogenannte Box-Whisker-Plots (s. Abb. 2.5). Auf diese Weise können Median, Spannweite und Quartilsabstand, sowie Lage- und Streuungsverhältnisse einer Messwertreihe anschaulich graphisch dargestellt werden. Dabei wird jede Stichprobe durch ein Rechteck (Box) symbolisiert, dessen Lage und Länge den Interquartilbereich repräsentiert (KOEHLER et al., 1996). Dieser Bereich grenzt den sogenannten Hälftenspielraum ein, d.h. es werden 50 % der Messwerte zwischen dem 25 %-Quantil (erstes Quartil) und 75 %-Quantil (drittes Quartil) umschlossen. Dahingegen erstrecken sich die sogenannten Whiskers (engl. Bezeichnung für Schnurhaar) bis zum kleinsten bzw. größten Messwert. Der Plot gibt zusätzlich darüber Auskunft, ob eine

symmetrische oder eine schiefe Verteilung vorliegt; im zweiten Falle besitzen erstes und drittes Quartil (bzw. kleinster und größter Messwert) verschieden große Abstände vom Median (LORENZ, 1992).



**Abb. 2.5: Definition des Box-Whisker-Plots, zur Veranschaulichung der Lage, Streuung und Schiefe einer Messwert-Reihe (nach LORENZ, 1992; KOEHLER et al., 1996).**