

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit
Quecksilber im Neusiedler See

Verfasser
Daniel Pirker

angestrebter akademischer Grad
Magister der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat)

Wien, April 2012

Studienkennzahl lt. Studienblatt:
Studienrichtung lt. Studienblatt:
Betreuerin:

A 423
Lehramt Chemie
Ao. Univ.-Prof. Dr. Mag. Regina Krachler

Inhaltsverzeichnis

1. Kurzfassung	1
2. Einleitung	5
2.1 Quecksilber in der Umwelt	5
2.2 Physikalisch chemische Eigenschaften von Quecksilber	6
2.3 Vorkommen, Gewinnung und Verwendung von Quecksilber.....	6
2.4 Quellen der Quecksilberbelastung	8
2.5 Toxizität von Quecksilber.....	9
2.6 Der Biogeochemische Kreislauf von Quecksilber.....	12
2.7 Biomethylierung von Quecksilber.....	13
2.8. Aufnahme und Speicherung von Quecksilber im Fischkörper	14
2.9 Die Minamata-Krankheit.....	15
2.10 Motivation und Zielsetzung der Untersuchung	16
3. Material und Methoden.....	17
3.1 Der Neusiedler See	17
3.2 Probennahmestellen	19
3.3 Probenahme und Lagerung.....	20
3.4 Probenvorbereitung.....	21
3.5 Beschreibung der untersuchten Fischarten.....	23
3.6 Chemische Analyse.....	32
3.6.1 Theoretische Grundlage der Atomabsorptionsspektroskopie (AAS)	32
3.6.1.1 Spektroskopische Analyse der Ionen	34
3.6.1.2 Spektroskopische Analyse von Quecksilber.....	35
3.6.2 Messung der gelösten organischen Bestandteile	37
3.7 Statistische Methode	38
4. Ergebnisse	39
4.1 Allgemeine Wasserparameter	39
4.2 Quecksilbergehalt der einzelnen Kompartimente	39
4.2.1 Wasser.....	39
4.2.2 Sediment.....	39
4.2.3 Wasserpflanzen	42
4.2.4 Fische	42
5. Diskussion.....	51
6. Conclusio	57

Literaturverzeichnis	58
Tabellenverzeichnis	64
Abbildungsverzeichnis.....	65
Anhang	66
Lebenslauf.....	77
Danksagung	78

1. Kurzfassung

Quecksilber ist ein in der Umwelt natürlich und ubiquitär vorkommendes Element. Durch die zusätzliche und anhaltende anthropogene Freisetzung von Quecksilber kommt es jedoch in der Umwelt zu einer Erhöhung der Belastung mit diesem Element.

In der Wasserrahmenrichtlinie der Europäischen Union wird Quecksilber daher zum Schutz des Wassers als prioritär aufgelistet. Eine Anreicherung von Quecksilber in der Nahrungskette findet vor allem im aquatischen Milieu in Form des hochtoxischen Methylquecksilbers statt.

Erste wenige Proben von Fischen (2005) aus dem Neusiedler See konnten erhöhte Quecksilbergehalte zeigen, weshalb eine genauere Untersuchung dieses Ökosystems von großem Interesse war. Im Zeitraum von Mai bis September 2011 wurden hierfür an unterschiedlichen Stellen des Neusiedler Sees und dem Unterlauf der Wulka, dem einzigen nennenswerten oberirdischen Zufluss des Sees, Proben von Wasser, oberflächlichem Sediment, submersen Wasserpflanzen und Fischen auf ihren Quecksilbergehalt untersucht. Die Bestimmung des Quecksilbergehalts erfolgte mittels Kaltdampf-Atomabsorptionsspektroskopie (CV-AAS), wobei die Evaluierung der Methode durch die Quecksilberbestimmung eines durch das „Natural Research Council Canada“ zertifizierten Referenzmaterials (DORM-3) erfolgte.

Die Untersuchung zeigte, dass, mit Ausnahme der filtrierten Wasserproben, in allen untersuchten Kompartimenten Quecksilber nachweisbar war (Nachweisgrenze 100 ng/L). Die Messungen des Muskel- und Lebergewebes der Fische konnten eine artspezifische Anreicherung von Quecksilber, eine vergleichsweise geringe Belastung des *Esox lucius*, eine nicht bestehende Korrelation zwischen Fischlänge und Quecksilberkonzentration im Leber- und Muskelgewebe sowie eine Tendenz der Quecksilberanreicherung in der Fischmuskulatur zeigen. Die durchschnittlich festgestellten Quecksilberkonzentrationen und zugehörigen Standardabweichungen des Muskel- und Lebergewebes der Fische (bezogen auf die Frischmasse) sind folgend nach absteigenden Konzentrationen in der Muskulatur aufgelistet, wobei n die Anzahl der untersuchten Fische darstellt:

Sonnenbarsch *Lepomis gibbosus* (0.253 ± 0.124 ; 0.122 ± 0.050 µg/g; n= 17); Zander *Sander lucioperca* (0.205 ± 0.158 ; 0.149 ± 0.090 µg/g; n=9); Flussbarsch *Perca fluviatilis* (0.184 ± 0.126 ; 0.091 ± 0.054 ; n=21); Güster *Blicca bjoerkna* (0.180 ± 0.087 ; 0.069 ± 0.033 ; n= 14); Brachsen *Abramis brama* (0.142 ± 0.074 ; 0.048 ± 0.026 ; n= 12); Hecht *Esox lucius* (0.135 ± 0.085 ; 0.131 ± 0.065 ; n= 25); Rotaugen *Rutilus rutilus* (0.084 ± 0.033 ; 0.061 ± 0.046 ; n=11); Rotfeder *Scardinius erythrophthalmus* (0.079 ± 0.009 ; 0.026 ± 0.006 ; µg/g; n=4); Giebel *Carassius gibelio* (0.066 ± 0.057 ; 0.044 ± 0.023 ; n=24);

Die Messung der Sedimentproben aus dem Neusiedler See (n=27) und der Wulka (n=4) ergab eine mittlere Quecksilberkonzentration von $0,057 \pm 0,022$ und $0,08 \pm 0,012$ $\mu\text{g/g}$ Trockengewicht. Im standortspezifischen Vergleich ist festzustellen, dass die westlich des Sees entnommenen Sedimentproben eine höhere Quecksilberbelastung aufwiesen. Weiter konnte eine Korrelation zwischen dem organischen Anteil und der Quecksilberkonzentration des Sediments festgestellt werden, anhand dieser sich vermutlich auch die Unterschiede in der variierenden Belastung des Sediments erklären lassen. Die Untersuchung der submersen Wasserpflanzen der Gattung *Myriophyllum* (n=12) und *Potamogeton* (n=8) konnte zeigen, dass in beiden Arten Quecksilber in relativ hohen Konzentrationen angereichert wurde. Durch die im *Myriophyllum* und *Potamogeton* gefundene Quecksilberkonzentration von $0,286 \pm 0,106$ $\mu\text{g/g}$ und $0,226 \pm 0,162$ $\mu\text{g/g}$ Trockenmasse zeigte weiter, dass diese Wasserpflanzen keinen signifikanten Unterschied in der Fähigkeit zur Quecksilberanreicherung aufweisen. Insgesamt zeigten die Ergebnisse, dass die in der EU höchstzulässige Quecksilberkonzentration für Fisch und Fischerzeugnisse von 0,5 $\mu\text{g/g}$ bzw. 1 $\mu\text{g/g}$ Frischgewicht von einem Exemplar des *L. gibbosus* überschritten wurde und einzelne Exemplare der Fischarten *S. lucioperca* und *P. fluviatilis* nur geringfügig unter diesem Wert lagen. Die im Sediment festgestellten Quecksilberbelastungen entsprachen den Konzentrationen von unbelasteten Gebieten und lassen sich vermutlich vorwiegend auf die allgemeine natürliche und/oder anthropogene atmosphärische Deposition von Quecksilber zurückführen. In Anbetracht der Größe und der Vielzahl von Besonderheiten des Neusiedler Sees sowie des noch nicht speziell untersuchten Einflusses der Quecksilberbelastung durch die Wulka sind jedoch noch weitere Untersuchungen dieses Ökosystems erforderlich.

Abstract

Mercury is an element which occurs naturally and ubiquitously in the environment. However, the additional and continuous anthropogenic release of mercury increases the environmental impact of this element. Mercury is therefore listed as a priority substance in regards to water protection in the EU Water Framework Directive. An accumulation of mercury in the food chain mainly occurs in the aquatic environment in form of the highly toxic methylmercury.

The first few samples of fish from the Lake Neusiedl showed a high mercury content which made a closer investigation of this particular ecological system of great interest. Between May and September 2011, samples of water, surface sediment, and submerged aquatic plants and fish taken from different areas of the Lake Neusiedl and from the lower reach of the river Wulka - the lake's only noteworthy above-ground inflow - were analyzed in respect to their mercury content. The mercury content was determined by cold vapor atomic absorption spectrometry (CV-AAS). The evaluation of this method was carried out by means of a mercury quantification of a reference material (DORM-3) certified by the "Natural Research Council Canada".

The analysis shows that mercury is traceable in all examined strata except for the filtrated water samples (LOD: 100 ng/L). Measurements of the fish muscle and liver tissues show a specific accumulation of mercury, a comparatively small impact on the *Esox lucius*, no existing correlation between fish length and mercury concentration in liver and muscle tissue, as well as a tendency towards mercury accumulation in fish muscle. The average concentration of mercury and respective standard deviations of the fish muscle and liver tissue (relating to the fish body mass) are listed below in descending order according to the concentration in muscle, whereupon n signifies the number of fish analyzed:

pumpkinseed *Lepomis gibbosus* (0.253 ± 0.124 ; 0.122 ± 0.050 µg/g; n= 17); pike-perch *Sander lucioperca* (0.205 ± 0.158 ; 0.149 ± 0.090 µg/g; n=9); perch *Perca fluviatilis* (0.184 ± 0.126 ; 0.091 ± 0.054 ; n=21); white bream *Blicca bjoerkna* (0.180 ± 0.087 ; 0.069 ± 0.033 ; n= 14); bream *Abramis brama* (0.142 ± 0.074 ; 0.048 ± 0.026 ; n= 12); pike *Esox lucius* (0.135 ± 0.085 ; 0.131 ± 0.065 ; n= 25); roach *Rutilus rutilus* (0.084 ± 0.033 ; 0.061 ± 0.046 ; n=11); rudd *Scardinius erythrophthalmus* ($0,079 \pm 0,009$; $0,026 \pm 0,006$; µg/g; n=4); prussian carp *Carassius gibelio* (0.066 ± 0.057 ; 0.044 ± 0.023 ; n=24);

The measurements of the sediment samples taken from Lake Neusiedl (n=27) and the river Wulka (n=4) yielded an average mercury concentration of $0,057 \pm 0,022$ and $0,08 \pm 0,012$ µg/g dry weight. A site-specific comparison shows that the sediment samples taken from the Western part of the lake exhibit a higher mercury impact.

Furthermore, a correlation between organic content and mercury concentration in the sediment could be detected, which presumably explains the varying impact on the sediment. The analysis of the submerged aquatic plants of the genera *Myriophyllum* (n=12) and *Potamogeton* (n=8) show that mercury is accumulated in a relatively high concentration in both genera. The mercury concentration of $0,286 \pm 0,106$ µg/g and $0,226 \pm 0,162$ µg/g dry weight for *Myriophyllum* and *Potamogeton* respectively, further exemplifies that these aquatic plants do not differ considerably in their ability to accumulate mercury.

All in all, the results show that the maximum permissible mercury concentration of 0,5 resp. 1 µg/g wet weight for fish and fish products, as per EU standards, was exceeded by one specimen of the *L. gibbosus* and that some specimen of the fish types *S. lucioperca* and *P. fluviatilis* were just under the maximum limit. The mercury content in the sediment corresponded to the concentrations of unpolluted areas, which can be ascribed to the general natural and/or anthropogenic atmospheric deposit of mercury. In view of Lake Neusiedl's vastness and its multitude of specifics, as well as the not yet specifically examined impact of the Wulka, further research in this ecosystem is necessary.

2. Einleitung

2.1 Quecksilber in der Umwelt

Quecksilber (Hg) ist ein toxisches Metall und stellt ein globales Umweltproblem dar (Mason et al., 2002). In der Natur kommt dieses ubiquitär vor, wobei neben der natürlichen auch die anthropogene Freisetzung zu einer Erhöhung der Belastung mit diesem Element in der Umwelt führt (von Mühlendahl, 2005). Bezogen auf die Emission in Gewässern wird Hg in der EU-Wasserrahmenrichtlinie (2000/60/EG) als prioritär gefährlich eingestuft.

Bedingt durch seine Eigenschaften besitzt Quecksilber einen komplexen biogeochemischen Kreislauf in Luft, Wasser, Erde und Biota (Lindberg et al., 2006) und kann dabei einer Vielzahl von Umwandlungsprozessen unterliegen (Fitzgerald et al., 1991). Die toxikologisch- und biologischen Effekte in der Umwelt sind dabei stark von der jeweils vorliegenden Quecksilberspezies abhängig (Clarcson, 1997).

In der Umwelt kommt Quecksilber vorwiegend als Hg^0 , Hg^{2+} und Methylquecksilber vor (Chatterjee et al., 2009). Der Eintrag in die aquatische Umwelt erfolgt hauptsächlich durch die atmosphärische Deposition und dem kontinentalen Abfluss (Ullrich et al. 2001) wobei das eingetragene Quecksilber im aquatischen Milieu ständigen Umwandlungsprozessen in die verschiedenen Spezies unterliegt (Chatterjee et al., 2009).

Ein besonders bedeutungsvoller und speziell in der aquatischen Umwelt stattfindender Prozess ist die Bildung des hoch toxischen Methylquecksilbers (Fent, 2007). Dieses stellt nicht nur die giftigste aller Quecksilberverbindungen dar, sondern ist auch jene Quecksilberform, welche sich auch am effizientesten in der Nahrungskette anreichern kann (Fitzgerald et al., 1991). Insbesondere Fische tendieren dazu, Methylquecksilber in sehr hohen Konzentrationen anzureichern. Bedingt durch diese mögliche Anreicherung kann Methylquecksilber über den Fischkonsum, der die Hauptquelle der menschlichen Quecksilberaufnahme darstellt, bis zum Menschen gelangen (Cleary et al. 1994).

Ein historisches Beispiel einer durch die Nahrung verursachten Quecksilbervergiftung ereignete sich Mitte der 1950er Jahre in Japan, welches durch die sogenannte „Minamata-Krankheit“ traurige Berühmtheit erlangen sollte (Zingsheim, 2003).

2.2 Physikalisch chemische Eigenschaften von Quecksilber

Das silberweiß glänzende Quecksilber, lat.: Hydrargyrum (Hg), mit der Ordnungszahl 80, einer relativen Atommasse von 200,59 und einer Dichte von $13,534 \text{ g cm}^{-3}$ (bei 25 °C) ist ein Element, das einige besondere Eigenschaften aufweist:

- Es ist das einzige bei Raumtemperatur flüssige Metall, das bei einer Temperatur unter -38,84 °C erstarrt und bei 356,95 °C zu sieden beginnt
- Das sehr flüchtige, in der Gasphase einatomig vorliegende Quecksilber besitzt bei 20 °C einen Sättigungsdampfdruck von 0,0016 mbar, was einer Sättigungskonzentration von etwa 15 mg/m^3 in der Luft entspricht (Riedl, 1999)
- Die Wasserlöslichkeit von Quecksilber liegt ca. bei 20 µg/L (bei 20 °C) und ist damit verglichen zur Lipidlöslichkeit von ca. 5-50 mg/L wesentlich geringer (Risher, 2003).
- Das zu den edlen Metallen zählende Element kann in Salpetersäure gelöst werden, nicht aber in Schwefelsäure und Salzsäure.
- Bei Raumtemperatur ist es beständig gegenüber Sauerstoff, Kohlendioxid, Schwefeldioxid, Schwefelwasserstoff und Ammoniak, reagiert jedoch mit Schwefel und den Halogenen.
- Bereits bei Raumtemperatur können sich viele Metalle (z. B. Natrium, Kalium, Kupfer, Silber Gold,...) unter Bildung der sogenannten Amalgamen in Quecksilber lösen (Riedl, 1999).

2.3 Vorkommen, Gewinnung und Verwendung von Quecksilber

Quecksilber kann durch Rösten von Zinnober (HgS), dem einzigen für die Quecksilbergewinnung bedeutsamen Mineral, in welchem es auch gediegen vorliegen kann, gewonnen werden. Das bei diesem Prozess gasförmig entweichende Quecksilber wird kondensiert, zur Feinreinigung mit verdünnter Salpetersäure gewaschen und anschließend einer Vakuumdestillation unterzogen (Riedl, 1999).

Europa galt lange Zeit als wichtiger Exporteur für Quecksilber, wobei der Export durch die Schließung der in Spanien liegenden Miene Almadén (2003), der Hauptproduktionsstätte in Europa, deutlich zurückgegangen ist (BiPRO, 2010).

Weitere ergiebige Lagerstätten für Zinnober befinden sich in Australien, Afrika und Nord- und Südamerika (Trueb, 2005).

Die Anwendungsgebiete für Quecksilber sind weitreichend und vielfältig. Allein für das Jahr 2007 wurde der weltweite Bedarf an Quecksilber auf ca. 3000 t geschätzt, wobei die EU-Mitgliedstaaten hiervon einen Anteil von ungefähr 320 t hatten (BiPRO, 2010).

In Tabelle 1 sind die Hauptanwendungsgebiete für metallisches Quecksilber mit dem jeweils geschätzten jährlichen Bedarf (2007) in der EU dargestellt.

Sektor	Bedarf an Quecksilber (Tonnen)
Chlor-Alkali-Elektrolyse	160-190
Batterien	7-25
Dental-Amalgam	90-110
Mess- und Kontrollinstrumente	7-17
Schalter und Elektrotechnik	0-1
Beleuchtung (Energiesparlampen)	11-15
Chemikalien	28-59
andere Verwendungen	15-114
Gesamt	320-530

Tabelle 1: Geschätzter jährlicher Hg-Verbrauch in der EU (2007) (BiPRO, 2010)

2.4 Quellen der Quecksilberbelastung

Zu den wichtigsten natürlichen Quellen, bei denen es zur Freisetzung von Quecksilber kommt, zählt die Emission durch vulkanische und geologische Aktivitäten (Fitzgerald et al., 2005), die Erosion von quecksilberhältigen Böden und Gesteinen (Varekamp et al., 1986) sowie die Verflüchtigung aus Oberflächengewässern (Fitzgerald et al., 1997).

Als anthropogene Emissionsquellen sind neben der Verbrennung von fossilen Brennstoffen die Zementproduktion, die Roheisen- und Stahlproduktion, die Goldgewinnung, die Abfallentsorgung als auch die Quecksilberproduktion selbst zu nennen (Pacyna et al., 2006).

Für das Jahr 2005 wurde geschätzt, dass sich die natürliche atmosphärische Emission mit 400-1300 t aus den Weltmeeren und 500-1000 t aus der Erdoberfläche zusammensetzte. Dadurch liegt diese etwa in derselben Größenordnung wie die auf 1200-2900 t geschätzte anthropogene atmosphärischen Emission (BiPRO, 2010). Die für das Jahr 2005 geschätzte Quecksilberdeposition in Österreich sowie deren nationale Herkunft ist in Abbildung 1 dargestellt.

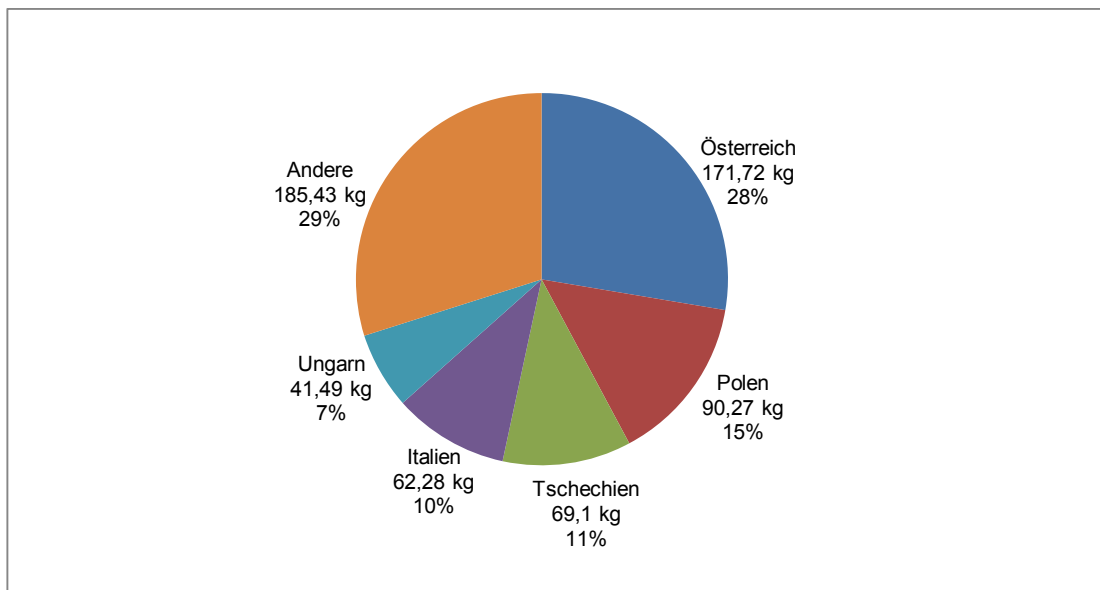


Abbildung 1: Geschätzte Quecksilberdeposition in Österreich im Jahr 2005 (Nach Reisinger et al., 2009)

2.5 Toxizität von Quecksilber

Die Toxizität von Quecksilber ist sowohl von der vorliegenden Quecksilberspezies, als auch von der Art der Exposition abhängig. Die Schädigung lässt sich allgemein auf eine ausgeprägte Ätzwirkung (Dekant et. al., 2005) sowie auch auf eine ausgeprägte Affinität zu Thiol- und Amino-Gruppen in Proteinen und Enzymen zurückführen. Die Reaktivität gegenüber SH-Gruppen, speziell wenn für die enzymatische Aktivität eine freie SH-Gruppe Voraussetzung ist, bewirkt eine weitreichende Beeinträchtigung von enzymatischen Synthese- und Transportprozessen (Fent, 2007).

Angaben zur maximalen Arbeitsplatzkonzentration, dem biologischen Arbeitsplatz Toleranzwert und der bedingt tolerierbaren wöchentlichen Aufnahme von Quecksilber Tabelle 2 sind folgend angeführt.

Maximale Arbeitsplatzkonzentration für Österreich (MAK)	
metallisches Hg	0,05 mg/m ³
anorganische Hg-Verbindungen	0,10 mg/m ³
organische Hg-Verbindungen	0,01 mg/m ³
Biologische Arbeitsplatz Toleranzwert (BAT)	
anorganische Hg-Verbindungen im Blut	25 µg/l
anorganische Hg-Verbindungen im Harn	100 µg/l
organische Hg-Verbindungen im Blut	100 µg/l
Bedingt tolerierbare wöchentlichen Aufnahme (PTWI)	
PTWI	1,6 µg/kg pro Körpergewicht pro Woche

Tabelle 2: MAK-Wert, BAT-Wert und PTWI für Quecksilber (Umweltbundesamt, 2009)

Angaben zur letalen Dosis für wasserlebende Organismen siehe Tabelle 3.

Anorganisches Hg (meist HgCl ₂)	
LC ₅₀ (96 h) für Süßwasserfische	0,033–0,4 mg/l
LC ₅₀ für aquatische Invertebraten (inkl. <i>Daphnia</i>)	0,002–5 mg/l
Methyl-Hg-Chlorid	
LC ₅₀ (24–96 h) für Regenbogenforelle (versch. Entwicklungsstadien)	0,024–0,125 mg/l

Tabelle 3: Letale Dosis für wasserlebende Organismen (Umweltbundesamt, 2009)

Elementares Quecksilber

Liegt Quecksilber elementar vor, ist der inhalative Pfad von größter toxikologischer Bedeutung. Quecksilberdämpfe können von der Lunge zu über 80% resorbiert werden, während beispielsweise oral aufgenommenes Quecksilber im Magen-Darm-Trakt nur äußerst geringfügig ($< 0.01\%$) resorbiert werden kann (Bundesamt für Gesundheit, 2009). Aufgrund der hohen Fettlöslichkeit kann aufgenommenes Quecksilber in weiterer Folge Membranen, die Blut-Hirnschranke sowie die Plazentaschranke passieren und sich aufgrund einer ineffektiven Ausschleusung im Nervengewebe anreichern (WHO, 1991). Wird Quecksilber in hohen Konzentrationen eingeatmet, führt dies neben einer akuten Bronchitis und Bronchiolitis zu einer starken Gastroenteritis mit blutigen Durchfällen (Dekant et. al., 2005). Als kritisch gelten dabei Quecksilberkonzentrationen von mehr als 1 mg/m^3 in der Luft (Otto et al., 2011).

Bei chronischen Quecksilberbelastungen ist primär die Wirkung auf das Zentralnervensystem von Bedeutung. Hierbei kommt es zu Symptomen wie Zittern, Wesensveränderungen, Verminderung des Kurzzeitgedächtnisses und Nierenschädigungen (Bundesamt für Gesundheit, 2009). Chronische Vergiftungserscheinungen sind dabei bei einer Exposition von $0,02$ bis 1 mg/m^3 Luft zu erwarten (Daunerer, 1992).

Anorganische Quecksilberverbindungen

Oral aufgenommene Hg^{2+} -Salze können sehr leicht aus dem Magen-Darm-Trakt resorbiert werden. Neben der enzyminhibierenden Wirkung verursachen diese aufgrund der ätzenden Wirkung Schäden in der Mundhöhle, Rachen und Speiseröhre und blutiges Erbrechen. In weiterer Folge kann es zum Kreislaufkollaps und Schock mit tödlicher Folge kommen (Bundesamt für Gesundheit, 2009), wobei die letale Dosis für Erwachsene bei ca. 1 bis 4 g liegt (Otto et al., 2011).

Quecksilbervergiftungen dieser Art sind ebenso mit einer Nierenschädigung, bis hin zum Nierenversagen verbunden (Bundesamt für Gesundheit, 2009). Nach einer zeitlichen Verzögerung von $1-4$ Wochen kann es zusätzlich zu einer Entzündung des Dickdarms oder des Zahnfleisches kommen (Dekant et. al., 2005).

Organische Quecksilberverbindungen

Allgemein werden die organischen Quecksilberverbindungen als 10 bis 100mal toxischer als die anorganischen Quecksilberverbindungen charakterisiert (Daunderer, 1992).

Eine besondere Bedeutung haben hierbei die kurzkettigen und hochgiftigen

Alkylquecksilberverbindungen (Bundesamt für Gesundheit, 2009), wobei

Methylquecksilber als die giftigste aller Verbindung zu nennen ist (Goyer et al., 1995).

Methylquecksilber, das die Fähigkeit zur Akkumulation in der Nahrungskette aufweist, verursacht hauptsächlich Schäden im Zentralnervensystem (Bundesamt für Gesundheit, 2009).

Ebenso kann dieses die Plazentaschranke passieren (Goyer et al., 1995), wobei der Fötus 3 – 4mal empfindlicher als die schwangere Mutter reagiert (Daunderer, 1992).

Bei chronischen Vergiftungen, die bei organischen Quecksilberverbindungen meist

vorliegen, treten zu Beginn noch unspezifische Symptome wie Schlaflosigkeit,

Kopfschmerzen und Schwindelgefühl auf. Erst im weiteren Verlauf lassen sich psychische

Veränderungen wie Angst, Reizbarkeit und Stimmungsschwankungen feststellen, bevor es letztendlich zu Lähmungserscheinungen infolge einer Schädigung des Stammhirnes und

der peripheren Nerven kommt (Dekant et. al., 2005). Für die Verursachung einer

minimalen toxischen Wirkung wird dabei eine tägliche Aufnahme von 5 µg

Methylquecksilber pro Kilogramm Körpergewicht angegeben (Daunderer, 1992).

Bei hoher Exposition können Krämpfe, spastische Lähmungen, aber auch Blindheit,

Taubheit sowie eine verzögerte mentale Entwicklung auftreten (Bundesamt für Gesundheit, 2009).

Für eine ca. 70 kg schwere Person können akute toxische Wirkungen ab einer

Körperbelastung von ungefähr 25 mg auftreten (Daunderer, 1992).

Die nicht kurzkettigen Quecksilberverbindungen, wie beispielsweise die Phenyl- und

Alkoxyquecksilberverbindungen, sind bezüglich ihrer Toxizität den anorganischen

Quecksilberverbindungen im Wesentlichen sehr ähnlich (Bundesamt für Gesundheit,

2009).

2.6 Der Biogeochemische Kreislauf von Quecksilber

Aufgrund seiner physikalisch-chemischen Eigenschaften besitzt Quecksilber einen komplexen biogeochemischen Kreislauf, welcher die Kompartimente Böden, Atmosphäre, Wasser und Biota umfasst (Lindberg et al., 2006). Abbildung 2 skizziert diesen Zusammenhang.

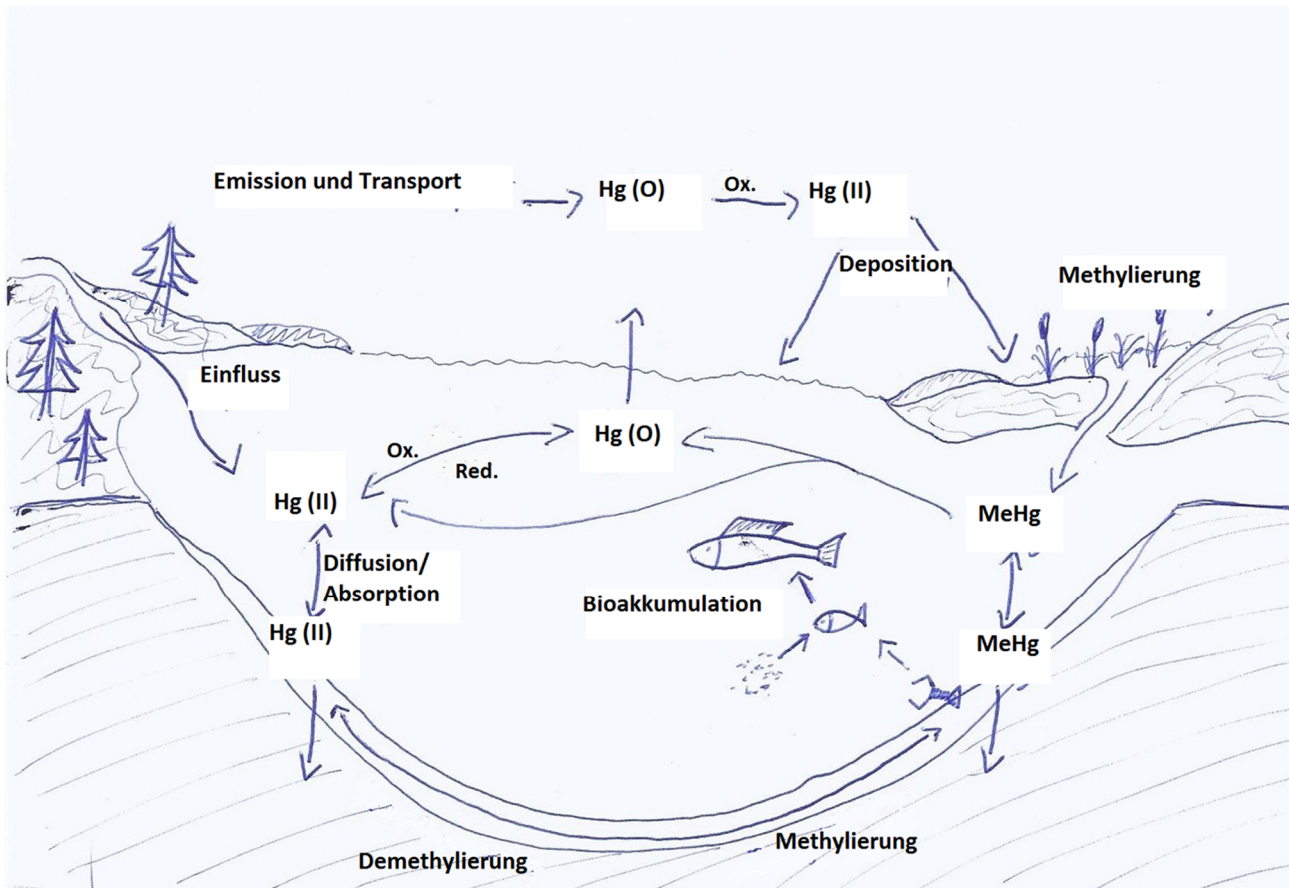


Abbildung 2: Biogeochemischer Kreislauf von Quecksilber in einem Teich (nach Selin, 2009)

Atmosphäre

Wird Quecksilber in die Atmosphäre emittiert, kann dieses in Form von Hg^0 , Hg^{2+} bzw. partikulär gebunden vorliegen. Hg^0 ist die in der Atmosphäre vorwiegende Quecksilberspezies und weist eine Halbwertszeit von ungefähr 0,5-1 Jahr auf, weshalb sich dieses durch die atmosphärischen Strömungsprozesse global verteilen kann (Lin et al., 1999).

Von großer Bedeutung für den Verteilungsweg sind die in der Atmosphäre stattfindenden Umwandlungsprozesse, so z. B. die Oxidation von Hg^0 zu Hg^{2+} durch Ozon oder OH-Radikale. Aufgrund der höheren Wasserlöslichkeit von Hg^{2+} stellt dieses beispielsweise den Hauptanteil der nassen Deposition auf die Erdoberfläche dar (Fitzgerald et al., 1997).

Boden

Ein Teil des Quecksilbers, das den Erdboden durch nasse oder trockene atmosphärische Deposition erreicht, kann effektiv im Boden gespeichert werden (Gabriel et al., 2004). Das meiste Quecksilber wird dabei organisch gebunden, weshalb der organische Bestandteil des Bodens für die Hg-Speicherung eine bedeutende Rolle einnimmt (Kim et al. 1997). Durch Transformationsprozesse kann es jedoch ebenso zu einer Umwandlung in leicht flüchtige Quecksilberverbindungen kommen, z. B. der Reduktion zu Hg^0 , wobei dieses der Atmosphäre erneut zugeführt wird (Gabriel et al., 2004).

Wasser

Durch die globale atmosphärische Verbreitung von Quecksilber gelangt dieses durch die Deposition auch bei Abwesenheit von lokalen Emissionsquellen in die aquatische Umwelt. Das vorwiegend als Hg^{2+} eingetragene Quecksilber (Fitzgerald et al., 1997) kann biologisch und photochemisch zu Hg^0 reduziert, durch Bakterien methyliert oder von Partikeln absorbiert werden (Mason et al., 2002). Anteilsmäßig wird das meiste Quecksilber zu Hg^0 reduziert, welches über den Gasaustausch an der Wasseroberfläche dem atmosphärischen Zyklus wieder zugeführt wird (Fitzgerald et al., 1997). Das verbleibende anorganische Quecksilber wird zum größten Teil in Sediment gespeichert. Das nicht gespeicherte, im Wasser verbleibende anorganische Quecksilber bindet dabei größtenteils an gelöste organische Bestandteile, weshalb im Wasser nur eine sehr geringe Menge Quecksilber in gelöster, potentiell reaktiver Form vorliegt (Meili, 1997).

2.7 Biomethylierung von Quecksilber

Ein besonders bedeutungsvoller und speziell in der aquatischen Umwelt stattfindender Prozess ist die Biomethylierung von Quecksilber (Fent, 2007).

„Biomethylation is the process whereby living organisms produce a direct linkage of a methyl group to a metal or metalloid, thus forming metal-carbon bonds.“ (Craig et al., 2004, S.: 5). Das durch diesen Prozess gebildete Methylquecksilber (CH_3Hg^+) ist lipophiler als die anorganischen Verbindungen, wodurch es eine verstärkte Fähigkeit zur Biokonzentration¹ aufweist und es in weiterer Folge zur Biomagnifikation² von MeHg kommt (Craig et al., 2004).

¹ „Direkte Anreicherung von Stoffen aus dem Umweltmedium ohne Berücksichtigung der Aufnahme über die Nahrung.“ (Fent, 2007, S.: 318).

² „Anreicherung eines Stoffes in einem Organismus (durch direkte Aufnahme über die Nahrung) entlang der Nahrungskette.“ (Fent, 2007, S.: 318)

Anaerobe Sedimentschichten und Feuchtgebiete (Rudd, 1995) zählen zu den wichtigen Kompartimenten, in denen Biomethylierung bekannt ist. Für diesen biologisch mediierten Prozess wird vermutet, dass Sulfat-reduzierende Bakterien die größte Bedeutung haben (Craig et al., 2004), wobei die Sulfat-Konzentration, der organische Kohlenstoff sowie die Zusammensetzung und Struktur des Sedimentes die Verfügbarkeit des methylierbaren Quecksilbers und die Aktivität der Bakterien beeinflussen (Selin, 2009).

2.8. Aufnahme und Speicherung von Quecksilber im Fischkörper

Methylquecksilber, als die in Fischen vorwiegend vorkommende Spezies liegt unabhängig von der Ernährungsweise der Fische in der Muskulatur mit einem Anteil von 95-99 % an Gesamtquecksilber vor (Gilmour, 1999).

Der Bioakkumulationsfaktor von Hg in Fischen liegt zwischen 10^5 - 10^7 (Cleary et al. 1994), wobei die in Fischen erreichte Konzentration von Faktoren wie der Ernährungsgewohnheit, der Struktur der Nahrungskette, spezielle Eigenschaften des Ökosystems, die die Methylierung und Aufnahme von Quecksilber beeinflussen, abhängt (Gilmour, 1999).

Das Quecksilber kann von den Fischen über das mit dem Wasser direkt in Kontakt stehenden Kiemenepithel oder über die Nahrung aufgenommen werden (Hofer et. al., 1995), die auch als die Hauptquelle für Hg im Fisch angenommen wird. Laborstudien und Modellversuche belegen dies (Wiener et al., 1996).

Das durch die Kiemen oder vom Verdauungstrakt aufgenommene Quecksilber wird über das Blut im Fischkörper verteilt. Der Transport erfolgt im Gegensatz zu den essentiellen Spurenelementen nicht durch eigene Transportproteine, sondern durch die Bindung an das Hämoglobin der roten Blutzellen.

Die Speicherung des MeHg erfolgt in fettreichen Geweben wie dem Nervensystem, der Muskulatur sowie in Leber und Niere (Hofer et. al., 1995).

Die Ausscheidung des MeHg aus dem Fischkörper erfolgt sehr langsam. Dies hat zur Folge, dass sich MeHg über die gesamte Lebensspanne des Fisches anreichern kann, wodurch allgemein eine positive Korrelation zwischen der MeHg-Konzentration und dem Alter des Fisches bzw. der Fischgröße beschrieben wird (U.S. EPA, 1997).

2.9 Die Minamata-Krankheit

Ein historisches Beispiel, bei dem es infolge einer Anreicherung von Methylquecksilber in der Nahrung zu einer Vergiftungskatastrophe mit einer bis dahin noch unbekannten Schädigung des Nervensystems kam, ereignete sich in der auf der Insel Kyûshû (Japan) liegenden Stadt Minamata (Zingsheim, 2003). Wie es sich erst im Laufe der Zeit herausstellen sollte, war der Verursacher dieser Vergiftungskatastrophe eine Acetaldehyd herstellende Fabrik, die im Zeitraum von 1932 bis 1986 mehr als 80 Tonnen Quecksilber (in Form von Quecksilbersulfat welches als Katalysator diente) in die Bucht von Minamata einleitete. Durch die bereits beschriebenen biologischen Prozesse konnte sich aus diesem eingeleiteten Quecksilber das neurotoxische Methylquecksilber bilden, welches sich unter anderem in Fischen, dem Hauptnahrungsmittel der Bevölkerung anreicherte (Bahlmann, 2004). Die durchschnittlich erreichte Quecksilberkonzentration der Fische selbst ist nicht bekannt, wobei diese auf 5 bis 20 mg/kg Frischgewicht geschätzt wird (Daunerer, 1992). Nach Zingsheim (2003) zeigten sich die ersten Auswirkungen bereits im Jahr 1949, indem es zu einem Rückgang der Meerestierpopulation in der Bucht von Minamata kam. Zeitverzögert dazu konnte bei Katzen, später auch bei Hunden, Krähen, Möwen und Schweinen, Symptomen wie Orientierungslosigkeit, Krämpfe, unkoordinierte Bewegungen und Gehschwierigkeiten beobachtet werden. Diese anfangs noch als „Katzentanzkrankheit“ bezeichneten Symptome konnten jedoch ab Mitte der 1950er Jahre auch bei Menschen beobachtet werden und gingen dabei mit Gliederlähmungen, Hör-, Sprach- und Sehfehlern sowie mit einer zunehmender geistigen Behinderung einher. Die offizielle Entdeckung der durch das Methylquecksilber verursachten Schädigung des Zentralnervensystems, die letztlich als Minamata-Krankheit bekannt werden sollte, wurde im Mai 1956 bekannt gegeben. Die genaue Zahl der Todesopfer und unter Symptomen dieser Krankheit leidenden Personen ist allerdings unklar, da sich viele Betroffene vor einer Stigmatisierung fürchteten bzw. auch nur jene Personen als Opfer dieser Krankheit registriert wurden, die durch ein staatliches Untersuchungskomitee anerkannt wurden bzw. dies auf juristischem Weg einklagten. Schätzungen zufolge sollen aber über 10.000 Personen unter den Symptomen dieser Krankheit leiden.

2.10 Motivation und Zielsetzung der Untersuchung

Bislang gibt es viele Untersuchungen, in denen speziell Regionen untersucht werden, von denen eine verstärkte Hg-Belastung bekannt ist. Vom Neusiedler See ist eine solche Belastung noch nicht beschrieben worden.

Eine im Jahr 2005 durchgeführte stichprobenartige Untersuchung eines Flussbarsches aus dem See, in dessen Muskulatur ein Hg-Wert von ungefähr 0,5 µg/g FG Hg gefunden wurde (persönliche Mitteilung Franz Jirsa) gab Anlass zu einer umfassenderen Untersuchung des Ökosystems Neusiedler See.

Die Zielsetzung war es, die Quecksilberkonzentration im Wasser, in unterschiedlichen Fischarten, Sediment und Wasserpflanzen zu untersuchen, um so erste Anhaltspunkte in Bezug auf die Hg-Belastung des Sees zu erhalten.

3. Material und Methoden

3.1 Der Neusiedler See

Der im Osten von Österreich liegende Steppensee liegt in der kleinen ungarischen Tiefebene, welche den westlichen Ausläufer der Ungarischen Tiefebene darstellt (Fischer-Nagel, 1987).



Abbildung 3: Geographische Lage des Neusiedler Sees (Google Earth, 2012)

Die Gesamtfläche des Sees beträgt, unter Berücksichtigung des landseitig nicht immer klar abzugrenzenden Schilfgürtels (Löffler, 1974) momentan ca. 320 km², wobei hiervon etwa 4/5 auf österreichischem und 1/5 auf ungarischem Staatsgebiet liegen (Neusiedlersee, 2011).

In seiner maximalen Länge misst der See 35 km wobei er dabei eine Breite von maximal etwa 12 km und ist von der Flächenausdehnung der größte See Österreichs. Sein Boden liegt nur etwa 113 Meter über dem Meeresspiegel und kann somit als die tiefste Mulde des Landes angesehen werden (Löffler, 1974).

Neben seiner geringen Tiefe von maximal 2 m, meist jedoch nur 1-1,5 m, zählt sein bis zu 5 km breiter Schilfgürtel (Gesamtfläche ca. 178 km²), seine Trübung sowie sein Salzgehalt zu den auffälligsten Eigenschaften des Sees (Fischer-Nagel, 1987).

Sehr häufige Winde können den See bis zum Grund aufwirbeln, wodurch sich das Wasser mit Partikeln des Bodenschlammes anreichert (Löffler, 1974). In Abhängigkeit von der

Windstärke können hierdurch bis zu 0,5 g/L Trockenmasse im Wasser enthalten sein (Fischer-Nagel, 1987).

Der erhöhte Salzgehalt des Sees erklärt sich einerseits aus der Eindunstung des Sees, andererseits aber durch die salzreichen Mineralwasserquellen, welche den See unterlagern. Hierbei lässt sich zwischen einem oberen, nur wenige Meter unter der oberflächlichen Bodenschicht und einem mindestens 100 m tiefliegenden Grundstockwerk unterscheiden. Während das höher Liegende, neben Salzen der Kohlensäure, vorwiegend jedoch Natriumsulfat (Glaubersalz) und Magnesiumsulfat (Bittersalz) enthält, handelt es sich im tiefer liegenden hauptsächlich um Natriumchlorid (Koenig, 1961). Unter den im Seewasser vorkommenden Anionen steht jedoch nicht das Chlorid an erster Stelle, sondern Hydrogencarbonat und Carbonat (Fischer-Nagel, 1987).

In den Sommermonaten kann durch starke Verdunstung eine Salzkonzentration von über 2000 g/m³ erreicht werden (Nationalpark Neusiedlersee, 2011).

Bedingt durch die geringe Tiefe kann sich der See sehr schnell erwärmen bzw. abkühlen. Im Jahresmittel beträgt die Wassertemperatur 11 °C (Nationalpark Neusiedlersee, 2011), wobei im Hochsommer die Oberflächentemperatur auf über 30 °C ansteigen kann.

Der Wasserhaushalt des Sees ist vorwiegend durch die jährlichen Niederschläge und durch die Verdunstung, und nur in geringem Ausmaß durch den Einstrom von Grundwasser sowie der Wulka, dem einzigen nennenswerten oberirdischen Zufluss, bestimmt. Dies hat zur Folge, dass in niederschlagsarmen Jahren der Wasserverlust auf Kosten des Seeinhaltes gedeckt wird, was bereits zur völligen Austrocknung des Sees geführt hat (Löffler, 1974; Nationalpark Neusiedlersee, 2011).

Obwohl die Wulka für den Wasserhaushalt nur eine untergeordnete Rolle spielt, trägt sie hingegen bedeutend zur Wasserqualität des Sees bei. Bei einer Gesamtlauflänge von 38 km ist ihr Einzugsgebiet dabei vorwiegend Landwirtschaftlich geprägt. Belastungen der Wulka sind vor allem Nährstoffe wie Phosphat und Nitrat aus diffusen Quellen (Wulka, 2011).

3.2 Probennahmestellen

Um im Rahmen der Untersuchung eine repräsentative Beprobung des Neusiedler Sees zu gewährleisten, erfolgte eine Auswahl auf insgesamt vier Gebiete des Sees, welche in Abbildung 4 dargestellt sind.

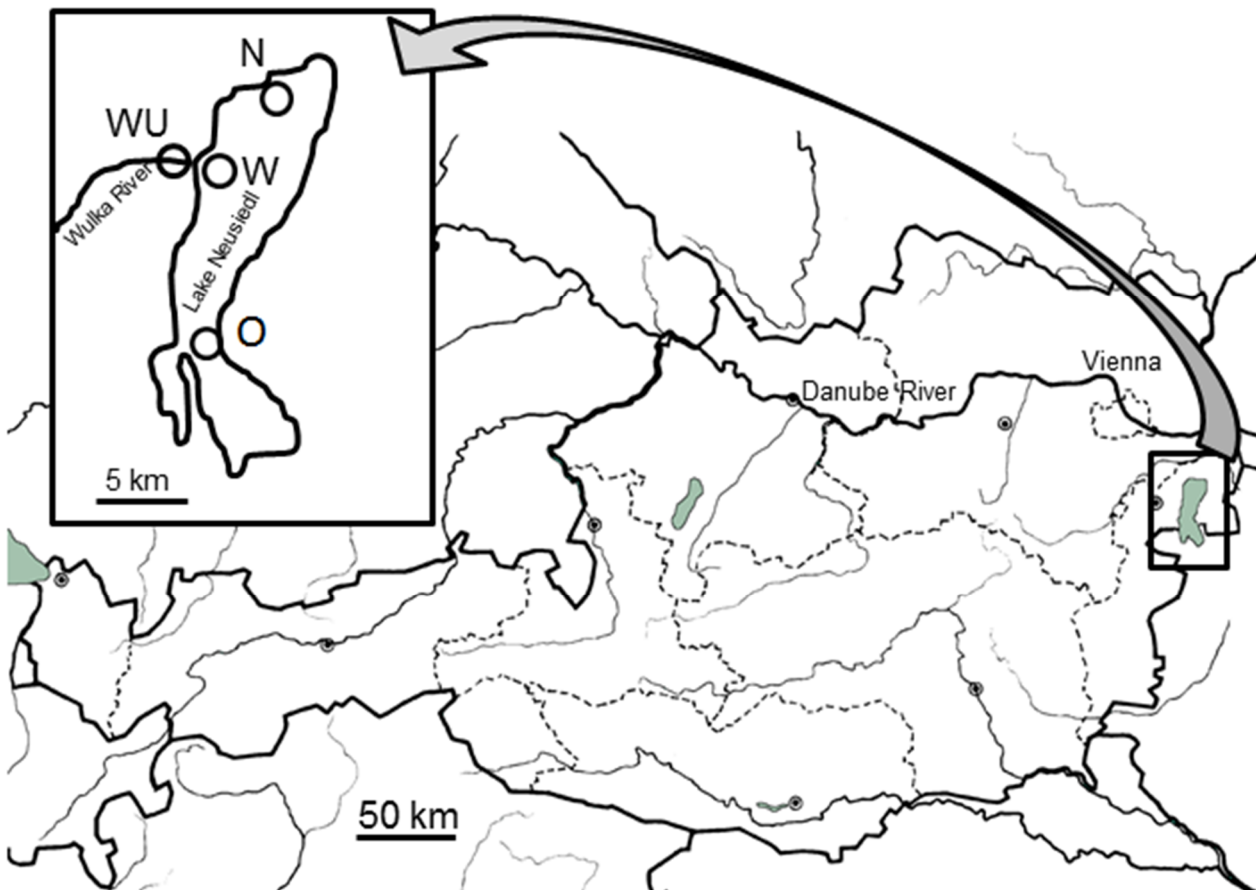


Abbildung 4: Darstellung des Neusiedler Sees und Kennzeichnung der Probennahmestellen
(N: „Norden“; O: „Osten“; W: „Westen“; WU: „Wulka“)

In weiterer Folge werden diese Probennahmestellen als „Norden“ ($47^{\circ} 55' 13,61''$ N, $16^{\circ} 47' 25,59''$ O), „Osten“ ($47^{\circ} 46' 11,63''$ N, $16^{\circ} 44' 57,64''$ O), „Westen“ ($47^{\circ} 54' 01,89''$ N, $16^{\circ} 44' 55,27''$ O) und „Wulka“ ($47^{\circ} 54' 08,87''$ N, $16^{\circ} 43' 44,45''$ O) bezeichnet.

3.3 Probenahme und Lagerung

Zwischen den Monaten Mai und September 2011 wurde an diesen Probennahmestellen, Proben von Wasser, oberflächlichem Sediment, submerse Wasserpflanzen der Gattungen Tausendblatt (*Myriophyllum*) und Laichkraut (*Potamogeton*) sowie Fische der Arten Zander (*Sander lucioperca*), Hecht (*Esox lucius*), Flussbarsch (*Perca fluviatilis*), Sonnenbarsch (*Lepomis gibbosus*), Güster (*Blicca bjoerkna*), Giebel (*Carassius gibelio*), Brachsen (*Abramis brama*), Rotfeder (*Scardinius erythrophthalmus*) und Rotaugen (*Rutilus rutilus*) entnommen.

Chemische und physikalische Parameter

Die in situ durchgeführten Messungen des pH-Wertes, der Temperatur (°C) sowie der Leitfähigkeit (mS/cm) des Seewassers erfolgten mit portablen Messgeräten der Firma WTW.

Fische

Die Befischung wurde an den Probennahmestellen „Osten“, „Westen“ und „Wulka“ durchgeführt. Die Fische wurden mittels Elektrofischens entlang der Schilfkante entnommen und in Wassertanks verwahrt. Im Labor der Biologischen Station Illmitz wurden diese durch einen Genickschlag getötet und deren Masse und Totallänge bestimmt. Im Anschluss daran wurden die Proben von Lebergewebe und Muskulatur aus dem kaudal-dorsalen Bereich entnommen, in Polypropylen Röhrchen (PE-Röhrchen) verbracht und unverzüglich bei -21 °C tiefgefroren.

Wasserpflanzen

Die Proben der Wasserpflanzen wurden per Hand, unter Verwendung von Nitril-Einweghandschuhen, aus dem See entnommen und in 250 mL PE-Weithalsflaschen vollständig mit Seewasser bedeckt. Es wurde darauf geachtet, dass es sich hierbei noch um fest mit dem Boden verwurzelte Wasserpflanzen handelte.

Wasser

Die für die Quecksilbermessung bestimmten Wasserproben wurden mit einer 10 mL Einwegspritzen ca. 10 cm unter der Wasseroberfläche entnommen und mithilfe eines 25 mL Spritzenvorsatzfilter (0,2 µm PTFE Membran) der Fa. VWR in ein 10 mL PE- Röhrchen filtriert. Zur Stabilisierung wurden diese mit 0,2 mL 69% Salpetersäure (trace select, Fa. Fluka) versetzt.

Die Wasserproben zur Bestimmung der Ionenkonzentration und dem Gehalt des gelösten organischen Kohlenstoffs (engl.: **dissolved organic carbon**; DOC) wurden separat mit lichtundurchlässigen 1L Plastikflaschen aus dem See entnommen und aufbewahrt.

Sediment

Die Probennahme des oberflächlichen Sediments erfolgte mithilfe eines Acryl-Sedimentcorers wobei die obersten 2-3 cm Sediment als Probe in 50 mL Zentrifugen Röhrchen transferiert wurden.

Alle Proben wurden direkt nach der Entnahme in gekühlten Transportboxen gelagert und mit Ausnahme der Wasserpflanzen und Fischgewebe, die bei -21°C tiefgefroren wurden, nach Einlangen im Labor unverzüglich der weiteren Verarbeitung zugeführt.

3.4 Probenvorbereitung

Wasserpflanzen

Die Proben der Wasserpflanzen wurden mit destilliertem Wasser gewaschen und im Anschluss daran mit Küchenrollenpapier vorsichtig abgetupft. Im nächsten Schritt wurde jeweils ca. 5 g gleich aussehendes Pflanzenmaterial ausgewählt und in 2 circa gleich große Teile geteilt. Um die Quecksilberkonzentration bezogen auf die Trockenmasse angeben zu können, wurde mit einem Teil die Trockenmasse der Wasserpflanzen bestimmt, während der andere Teil als Aufschlussmaterial für die Quecksilberbestimmung diente.

Zur Feststellung der probenspezifischen Trockenmasse erfolgte zu Beginn die Bestimmung der Masse des hierzu verwendeten Pflanzenmaterials im Feuchtzustand. Im Anschluss daran wurde dieses im Trockenschrank bei 105 °C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet (mindestens 24 Stunden), erneut abgewogen und der resultierende Masseverlust berechnet. Unter der Annahme, dass das zur Quecksilberanalyse verwendete Probenmaterial denselben Masseverlust aufweist, wurde der bei der Trockengewichtsbestimmung festgestellte prozentuelle Masseverlust zur Umrechnung des zur Quecksilberanalyse verwendeten Probenmaterials verwendet.

Sediment

Im ersten Schritt wurde das Sediment durch ein 0,2 mm Kunststoffsieb gesiebt und in zwei Teile geteilt. Wie bereits bei den Wasserpflanzen beschrieben, wurde mit einem Teil die Trockenmasse des Sediments bestimmt, während der andere Teil zur Bestimmung der Quecksilberkonzentration verwendet wurde. Der bei der Bestimmung der Trockenmasse erhaltene prozentuelle Masseverlust diente wiederum als Grundlage zur Berechnung der Trockenmasse des zur Quecksilberanalyse verwendeten Probenmaterials.

Zur Bestimmung des organischen Bestandteils der Sedimentproben wurde das zur Trockengewichtsbestimmung verwendete Sediment in einem auf 550 °C vorgeheizten Muffelofen für mindestens 3 Stunden ausgeglüht. Aus dem sich jeweils ergebenden Masseverlust wurde auf den organischen Bestandteil der Sedimentproben rückgeschlossen, welcher wieder als äquivalent zum Probenmaterial des zur Quecksilberbestimmung verwendeten Sediments angenommen wurde.

Wasser

Die für die Quecksilbermessung verwendeten Wasserproben konnten nach der Behandlung bei der Probennahme direkt verwendet werden.

Die für die quantitative Bestimmung der Ionen Na^+ ; K^+ ; Ca^{2+} ; Mg^{2+} , DOC entnommenen Wasserproben wurden durch einen Celluloseacetatfilter mit einer Porenweite von 0,45 µm der Firma Sartorius filtriert.

Mikrowellenaufschluss

Um die Sediment-, Wasserpflanzen- und Fischgewebeproben in eine für die atomabsorptionsspektroskopische Analyse geeignete Form zu überführen, wurde ein Mikrowellenaufschluss durchgeführt. Zur vollständigen Lösung des Quecksilbers aus der Probenmatrix, bzw. zur Zersetzung dieser selbst, wurden die Proben in einem teflonbeschichteten Mikrowellenaufschlussgefäß (aus der Reihe ETHOS 1600 der MLS GmbH) mit 9 mL 69%iger Salpetersäure und 1 mL 30%tigem Wasserstoffperoxid versetzt. Die mit einem Überdruckventil verschlossenen Aufschlussbehälter wurden anschließend im Mikrowellenofen (Mars Xpress, CEM GmbH) mithilfe eines Temperaturprogramms über eine Zeitspanne von 30 Minuten stufenweise auf eine maximale Temperatur von 200 °C gebracht. Nach Beendigung des Programms und dem wieder Erreichen der Raumtemperatur wurden die aufgeschlossenen Proben mithilfe von Messkölbchen und Milliporewasser auf ein Volumen von 15 bzw. 20 mL gebracht. Zur weiteren Aufbewahrung wurden die Proben in PE-Röhrchen überführt und im Kühlschrank gelagert.

3.5 Beschreibung der untersuchten Fischarten

Der Hecht *Esox lucius*

Beim heimischen Hecht handelt es sich um einen weit verbreiteten Süßwasserfisch, der in stehenden oder langsam fließenden Gewässern mit dicht gewachsenen und ufernahen Pflanzenbeständen vorkommt. Sein Verbreitungsgebiet erstreckt sich über weite Teile des nördlichen Asiens, Europas sowie des nördlichen Nordamerikas.

Der *E. lucius* zeichnet sich durch seinen langgestreckten und kräftigen, im Querschnitt fast runden Körper, seinen schnabelartig ausgezogenen Kopf und einer weit hinten stehenden Rückenflosse aus. Während die männlichen Exemplare eine Größe von bis zu 1 m erreichen, können die Weibchen eine Länge von bis zu 1,5 m erreichen.

Bereits ab einer Körpergröße von ca. 4 cm gehen Jungfische zur Fischenahrung über. In Abhängigkeit vom Nahrungsangebot und der Wassertemperatur, können Hechte bereits im ersten Lebensjahr eine Größe von 30 cm erreichen.

Zu der bevorzugten Beute gehören Karpfenfische, wobei aber nahezu alles verzehrt wird, was überwältigt werden kann (Frösche, kleine Säugetiere, junge Wasservögel, Artgenossen). Auch Beutefische, die dem Hecht in ihrer Körpergröße nicht nachstehen, sind dabei keine Seltenheit.

Das Jagdverhalten zeichnet sich durch ein nahes an der Wasseroberfläche, bewegungsloses stationäres Ansitzen in ufernahen Pflanzenbeständen aus. Aufgrund seiner Anatomie ist es dem Hecht möglich, sehr schnell aus seiner Deckung nach vorne zu stoßen. Sofern die Beute dabei entkommen sollte, wird diese gewöhnlich nicht länger verfolgt, da Hechte nicht zu schnellem ausdauerndem, Schwimmen befähigt sind (Gerstmeier, 2003).

Im Neusiedler See ist der Hecht im gesamten Schilfgürtel vorzufinden und zählt dabei zu den fischwirtschaftlich genutzten Fischen des Sees (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 5: *Esox lucius* mit einem im Magen gefundenen Beutefisch

Der Zander *Sander lucioperca*

Der *S. lucioperca* zeichnet sich durch einen langgestreckten, spindelförmigen, seitlich wenig abgeflachten Körper, einen langen nach vorne zugespitzten Kopf mit tiefer Mundspalte und einer zweigeteilten, vorne stacheligen Rückenflosse aus.

Der üblicherweise 40-70 cm groß werdende, vorwiegend in größeren Seen und langsam fließenden Abschnitten von Flüssen vorkommende Zander ist ein Räuber der freien Wasserzone, welcher weichgründige Böden meidet.

Die sich zunächst von tierischen Plankton ernährenden Jungfische beginnen schon früh, sich von Jungfischen anderer Arten zu ernähren. Bei gutem Nahrungsangebot können Zander bereits im ersten Sommer eine Länge von ca. 10 cm erreichen. Im Gegensatz zum Hecht ist der Zander jedoch auf kleine Beutefische spezialisiert, weshalb auch große Exemplare selten Fische von mehr als 10 cm Größe fressen (Gerstmeier, 2003). Der im Neusiedler See in der freien Uferzone bzw. im seeseitigen Bereich des Schilfgürtels vorzufindende Zander zählt wie der Hecht, zu den wirtschaftlich genutzten Fischen des Sees (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 6: *Sander lucioperca*

Der Flussbarsch *Perca fluviatilis*

Der *P. fluviatilis* ist die in Europa häufigste Barschart mit dem zugleich größten Verbreitungsgebiet. Zu seinen Merkmalen zählt der etwas gedrungene, seitlich abgeflachte und im Alter hochrückiger Körperbau. Des Weiteren kennzeichnet er sich durch eine zweigeteilte und stachelige Rückenflosse, den rötlichen Bauch- und Afterflossen sowie einer Flanke mit 5-9 dunklen Querbändern aus.

Bei einem relativ langsamen Wachstum erreichen Barsche eine durchschnittliche Körpergröße von 20–35 cm. Große Exemplare können sich jedoch meist nur in tiefen, relativ nährstoffarmen Gewässern entwickeln, weshalb in flachen oder überdüngten Seen meist nur kleinwüchsige Vertreter vorzufinden sind.

Während sich junge Exemplare noch von tierischem Plankton, Insektenlarven und Kleinkrebsen ernähren, wechselt ihre Ernährungsgewohnheit mit zunehmender Größe, vorwiegend zu kleinen Fischen über (Gerstmeier, 2003).

Im Neusiedler See hält sich der Flussbarsch im gesamten Bereich des Schilfgürtels auf (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 7: *Perca fluviatilis*

Der Sonnenbarsch *Lepomis gibbosus*

Der ursprünglich aus dem östlichen Nordamerika stammende, bereits gegen Ende des 19. Jahrhunderts eingeführte *L. gibbosus* zeichnet sich durch einen hochrückigen und seitlich abgeflachten Körper, eine kleine Mundspalte sowie eine lange und ungeteilte stachelige Rückenflosse aus. Neben der allgemeinen charakteristischen bunten Färbung des *L. gibbosus* hat dieser eine auffällige, abgerundete, „ohrenartige“ Verlängerung am Kiemendeckel, die einen schwarz-, weiß- und rotgesäumten Fleck trägt.

Die mehr als 10 Jahre alt werdenden Sonnenbarsche erreichen eine maximale Körpergröße von 25 cm, wobei sie bei geringem Feinddruck zur Verbüttung³ neigen.

Der Lebensraum reicht von kleinen, flachen Seen und Tümpeln bis hin zu ruhigen und dicht bewachsenen Uferzonen von Flüssen und Seen.

Zu ihrer Nahrung zählen eine Vielzahl von wasserlebenden Kleintieren, die Anflugnahrung, sowie Jungfische und Fischlaich.

Aufgrund seiner geringen Größe hat er keine wirtschaftliche Bedeutung für die Fischerei, stellt jedoch in einigen Gewässern eine ernstzunehmende Konkurrenz zu einheimischen Arten dar (Gerstmeier, 2003).

Im Neusiedler See wurde der Sonnenbarsch vermutlich durch Aquarianer eingebracht und ist jetzt im gesamten Bereich des Schilfgürtels vorzufinden (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 8: *Lepomis gibbosus* (<http://www.fischerforum.ch>)

³ „Verbüttung bedeutet stark verlangsamtes Wachstum durch Verknappung der Futtermenge bei hoher Fischdichte; die Fische bleiben klein und pflanzen sich bereits bei sehr geringer Körpergröße fort.“ (Gerstmeier, 2003, S.:117)

Der Giebel *Carassius gibelio*

Der hochrückig und gedrunghen gewachsene, bartellose Karpfenfisch, welcher eine lange und leicht eingebuchtete Rückenflosse besitzt, ist der Karausche (*Carassius carassius*) sowohl im Aussehen, als auch in der Biologie äußerst ähnlich. Im Unterschied zur Karausche kommt der *C. gibelio* jedoch neben Seen auch in langsamen Fließgewässern vor.

Der sich von benthonischen Invertebraten und Pflanzenmaterial ernährende *C. gibelio* erreicht eine durchschnittliche Größe von 15-25 cm.

Eine Besonderheit dieser Fischart ist eine veränderte Fortpflanzungsstrategie. Die in gemischten Laichschwärmen abgegebenen Eier werden durch das Eindringen von Fremdspermien in ihrer Entwicklung angeregt, ohne dass es jedoch zu einer Befruchtung mit Kernverschmelzung kommt. Aus diesen Eiern bilden sich ausschließlich weibliche Exemplare, wodurch männliche Vertreter dieser Fischart seltener auftreten (Gerstmeier, 2003). Im Neusiedler See wurde der Giebel wahrscheinlich durch Gartenteichbesitzer „eingeschleppt“, wo er sich seitdem zahlreich in allen Bereichen des Schilfgürtels aufhält (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 9: *Carassius gibelio* (www.angelsport.co.at)

Der Güster *Blicca bjoerkna*

Der hochrückige, seitlich stark abgeflachte Karpfenfisch, mit einer kurzen Rücken- und langen Afterflosse, erreicht eine durchschnittliche Länge von 20-30 cm. Im Gegensatz zum sehr ähnlich gewachsenen *A. brama*, ist jedoch die Basis und der Ansatz der Brust- und Bauchflossen meist rötlich gefärbt bzw. besitzt dieser zwei Schlundzahnreihen.

Dieser Fisch lebt in langsam fließenden oder stehenden Gewässern und besiedelt vor allem die vegetationsreichen Flussufer und Altwässer im Bereich der Unterläufe, in denen er sich vorwiegend in Bodennähe aufhält.

Häufig bilden diese gemischte Gruppen mit dem *A. brama*, wobei ihre nicht zu einem Saugrohr ausstülpbare Mundöffnung auf eine unterschiedliche Ernährung hinweist. Der dabei weniger auf Bodennahrung spezialisierte *A. brama* zeichnet sich prinzipiell durch ein sehr breites Ernährungsspektrum aus, wobei er tierisches und pflanzliches Plankton bevorzugt. Die in diesen Gruppen nicht selten vorkommenden Kreuzungen beider Fischarten zeigen infolge intermediäre Merkmale (Gerstmeier, 2003).

Im Neusiedler See bewohnen die Güster bevorzugt den Übergangsbereich von Schilfgürtel und Freiwasser (Nationalpark Neusiedler See, 2011).

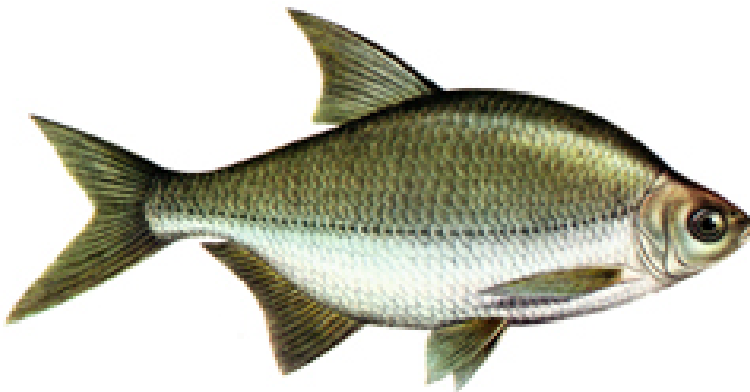


Abbildung 10: *Blicca bjoerkna* (<http://www.nationalpark-neusiedlersee-seewinkel.at>)

Der Brachsen *Abramis brama*

Dieser einheimische und sehr häufig vorkommende Karpfenfisch zeichnet sich durch seinen hochrückigen, stark abgeflachten Körperbau sowie einer kurzen Rücken- und langen Afterflosse aus. Im Gegensatz zur Verwechslungsart *B. bjoerkna* zeigt dieser keine Rottöne in den Flüssen und verfügt nur über eine Schlundzahnreihe.

Die im Durchschnitt eine Größe von 25-40 cm erreichende Fischart besiedelt bevorzugt die langsam fließenden Flussunterläufe und Mündungen (sog. „Brachsenregion“), kann aber auch in Seen verschiedenster Arten vorkommen. Besonders hervorzuheben sind hierbei flache eutrophe Gewässer, welche sich im Sommer gut erwärmen können.

Für die Futtersuche durchwühlen die in kleinen Gruppen lebenden Brachsen den weichen Boden, wobei sie mit ihrem vorstülpbaren Mund bis zu 10 cm tief in den Schlamm eindringen können („Brachsenlöcher“). Bevorzugt gefressen werden dabei Zuckermückenlarven, kleine Muscheln und Krebstiere.

In Gewässern mit geringer oder fehlender Bodenfauna können sie sich auch von Plankton ernähren, wobei es dadurch zu kleinwüchsigen und großäugigen Kümmerformen kommt (Gerstmeier, 2003).

Im Neusiedler See halten sich die Jungfische zunächst in kleinen Schwärmen in der Uferzone auf, während die ausgewachsenen Exemplare im offenen See, nahe der Schilfkante leben (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 11: *Abramis brama*

Das Rotauge *Rutilus rutilus*

Das sehr anpassungsfähige, dem „Grundtyp“ der Karpfenfische sehr nahe kommende Rotauge ist am häufigsten in pflanzenreichen Uferzonen von stehenden oder langsam fließenden Gewässern vorzufinden, in denen die tieferen Wasserzonen bevorzugt werden.

Das auffälligste Erkennungsmerkmal des meist 20-30 cm großen Fisches ist die rötliche Färbung der Iris sowie die gelblich bis kräftig rot gefärbte Bauch- und Afterflosse. Die vom Nahrungsangebot abhängige Körperform kann dabei von hochrückig bis schlank variieren. Zur Ernährung zählen Pflanzen und Kleintiere, welche sowohl planktonisch, als auch bodenlebend sein können. Während sich bei einem großen Angebot von Insektenlarven, kleinen Schnecken und Muscheln große und hochrückige Exemplare bilden, welche selbst gelegentlich auch Jungfische erbeuten, bilden sich bei fehlender Fauna und verarmter Wirbellosenfauna kleine und schlanke Exemplare (Gerstmeier, 2003).

Im Neusiedler See besiedelt das Rotauge den Übergangsbereich von Schilfgürtel und Freiwasserzone (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 12: *Rutilus rutilus* (<http://www.nationalpark-neusiedlersee-seewinkel.at>)

Die Rotfeder *Scardinius erythrophthalmus*

Die hochrückig, seitlich stark abgeflachte *S. erythrophthalmus* lässt sich sehr leicht anhand der großflächig, blutrot gefärbten Bauch- und Afterflossen erkennen. Im Unterschied zum nahverwandten und im Gesamteindruck ähnlich aussehenden *R. rutilus* besitzt sie eine deutlich hinter den Bauchflossen stehende Rückenflosse, eine steil nach oben gerichtete Mundspalte bzw. keine für das *R. rutilus* typische Rotfärbung der Iris.

Die sich hauptsächlich von Algen und den weichen Teilen höherer Pflanzen ernährende Fischart bevorzugt ruhige, meist flache und vegetationsreiche Seen und Altarme großer Flüsse mit weichem Grund.

Mit einem nachgewiesenen Alter von 19 Jahren zählt die, eine durchschnittliche Größe von 20-30 cm erreichende Spezies, zu den langlebigen Fischen (Gerstmeier, 2003). Im Neusiedler See hält sich diese vorwiegend im Bereich des inneren Schilfgürtels auf (Nationalpark Neusiedler See, 2011).



Abbildung 13: *Scardinius erythrophthalmus* (<http://www.fc-blaunase.at>)

3.6 Chemische Analyse

Alle verwendeten Reagenzien waren von analytischer Qualität und wurden von der Firma Fluka bezogen.

Zur Vermeidung möglicher Kontaminationen wurden alle in Kontakt mit dem Probenmaterial stehenden Glasgeräte und Apparaturen vor der Verwendung je zweimal mit 2%iger Salpetersäure gewaschen und mit Milliporewasser nachgespült.

3.6.1 Theoretische Grundlage der Atomabsorptionsspektroskopie (AAS)

„Zur qualitativen und quantitativen Bestimmung von Elementen nutzt die Atomspektroskopie die Wechselwirkung von elektromagnetischer Strahlung mit isolierten Atomen.“ (Cammann, 2001, 4-7)

Die analytische Verwendung der Absorption von Licht in Form der **Atomabsorptionsspektroskopie (AAS)** geht hierbei bereits auf Walsh (1955) zurück (Otto, 2003)

Obwohl sich die in der AAS eingesetzten Geräte, in Abhängigkeit der speziellen Ausführungsform erheblich voneinander unterscheiden können, lassen sie sich auf die gleichen funktionellen Grundelemente zurückführen. Wie in Abbildung 14 graphisch dargestellt, besteht der prinzipielle Aufbau eines Atomabsorptionsspektrometers aus einer Strahlungsquelle, einem Atomisator, einem Monochromator sowie einem Detektor und einer Anzeige.

Durch die Verwendung von elementspezifischen Strahlungsquellen mit geringer Linienbreite (sog. Linienstrahler) und hoher Strahlungsintensität sowie dem gleichzeitigen Einsatz des Modulationsprinzips, können spektrale Interferenzen ausgeschaltet werden, was die AAS zu einem hochspezifischen und selektiven Analyseverfahren macht. Abhängig davon, wie die verwendete Lichtquelle zur Emission angeregt wird, unterscheidet man unterschiedliche Linienstrahler, wobei sich in der AAS die Hohlkathodenlampe (HKL) und die elektrodenlose Entladungslampe (EDL) etabliert haben. Die Aufgabe der Atomisierungseinheit ist es, die Probe in den atomaren Zustand zu überführen. In Abhängigkeit von der Probenart und des jeweils untersuchten Elements existieren hierfür unterschiedliche Verfahren. Zur Verfügung steht die Atomisierung durch die Flamme, dem Graphitrohrföfen sowie die Hydrid- und Kaltdampftechnik (Böcker, 1997; Cammann, 2001).

Der vor der Detektoreinheit befindliche Monochromator dient dazu, dass sowohl unerwünschte Emissionslinien der Strahlungsquelle, als auch störendes Streulicht

ausgeblendet werden, bevor das Messsignal letztendlich vom Detektor erfasst wird (Otto, 2003).

Wie bei allen quantitativen Absorptionsspektrometriearten ist die Messgröße der AAS die Extinktion E . Der Zusammenhang zwischen der Extinktion und der Konzentration ist dabei durch das Lambert-Beer'sche-Gesetz gegeben, wonach die Extinktion direkt proportional der Konzentration der absorbierenden Atome im Strahlengang und der Schichtdicke der durchstrahlten Probe ist.

Lambert-Beer'sche-Gesetz

$$E = \log I_0/I = \epsilon_\lambda c d$$

E : Extinktion

I_0 : Intensität des eingestrahnten Lichtes

I : Intensität des durchgelassenen Lichtes

ϵ_λ : molarer dekadischer Extinktionskoeffizient
in $\text{L mol}^{-1} \text{cm}^{-1}$

d : Schichtdicke der durchstrahlten Probe in cm

c : Konzentration in mol L^{-1}

Nachdem in der AAS die Schichtdicke d durch die Größe der Atomisierungseinheit festgelegt ist, ist die Messgröße nur von der Konzentration abhängig (Cammann, 2001).

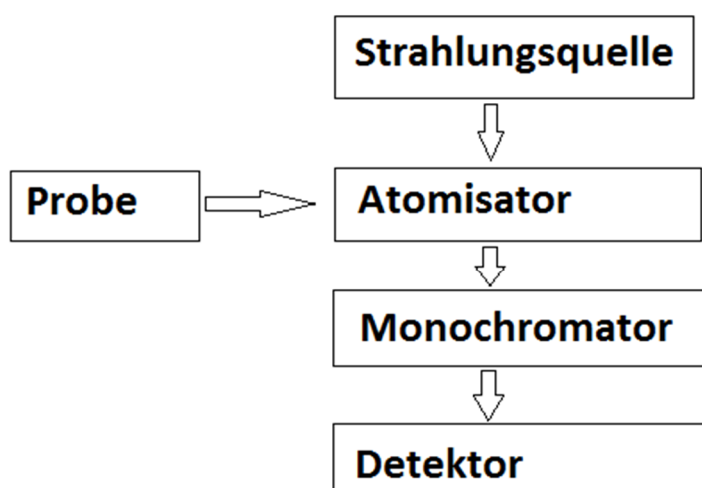


Abbildung 14: Grundelemente eines Spektrometers

3.6.1.1 Spektroskopische Analyse der Ionen

Die quantitative Messung der Ionen wurde mittels der **Flammen-Atomabsorptionsspektrometrie (F-AAS)** durchgeführt.

Grundlage der Methode

Die **Flammen- Atomabsorptionsspektroskopie (F-AAS)**, in der die Atomisierung der Analyte in einer Flamme stattfindet, ist das am längsten in der AAS verwendete Verfahren. Hierbei wird die Probelösung in Form von Aerosolen, welche mithilfe eines Zerstäubers erzeugt werden, in die Flamme eines Brenners eingebracht, wodurch ein großer Lichtweg mit entsprechender Empfindlichkeit ermöglicht wird.

In der Flamme kommt es zunächst zur Verdampfung der Probenbestandteile. In weiterer Folge wird die verdampfte Probe durch Dissoziation und gleichzeitiger Reduktion in freie Atome überführt. Diese werden durch das eingestrahlte Licht der Strahlungsquelle angeregt, wodurch die Intensität des eingestrahnten Lichtes durch die stattfindende Absorption geschwächt wird. Ein weiterer, jedoch unerwünschter, parallel zur Dissoziation stattfindender Prozess ist dabei die Ionisation von Atomen, die besonders bei heißen Flammen ausgeprägt ist.

Abhängig von den gewünschten Atomisierungsbedingungen kann die Zusammensetzung des hierfür verwendeten Gasgemisches (Brenngas und Oxidans) variieren. Eine für die AAS geeignete Flamme soll dabei jedoch Temperaturen zwischen 2000 °C und 3000 °C erreichen, eine geringe Eigenabsorption aufweisen, sowie eine geringe Emission von weißem Licht haben.

Die meisten Elemente lassen sich bereits mit der stabilen und störungsarmen Luft/Acetylen-Flamme (bis ca. 2400 °C) bestimmen. Für schwerflüchtige Analyte, welche sich bei dieser Temperatur nicht verdampfen lassen, eignet sich das Acetylen/Lachgas-Gemisch, mit dem Temperaturen von bis zu 3800 °C erreicht werden.

Die Vorteile der F-AAS ergeben sich aus der Robustheit der Methode, der einfach zu handhabenden Technik, der geringen Störanfälligkeit, des hohen Probendurchsatzes sowie der leichten Automatisierbarkeit.

Dem gegenübergestellt sei jedoch die relativ geringe Empfindlichkeit, ein großer Probenbedarf bzw. ein Problem der geringen Effizienz der Zerstäubers (Otto, 2003; Cammann, 2001).

Durchführung der Messung

Zur Messung der Ionenkonzentration wurde der AAnalyst 200 Atomic Absorption Spectrometer der Firma Perkin Elmer verwendet.

Die vor jeder Messung durchgeführte Kalibrierung erfolgte mit den jeweils entsprechenden Standards, wobei die erstellte Kalibriergerade aus mindestens 5 Messpunkten bestand und der Korrelationsfaktor immer größer/gleich 0,9995 war.

Der hierfür verwendete Konzentrationsbereich und die verwendete Wellenlänge ist folgend aufgeführt:

- Natrium; Konzentrationsbereich von 0 bis 1 mg/L; Wellenlänge: 589 nm
- Kalium; Konzentrationsbereich von 0 bis 2 mg/L; Wellenlänge: 766,49 nm
- Calcium; Konzentrationsbereich von 0 bis 10 mg/L; Wellenlänge: 422,67 nm
- Magnesium; Konzentrationsbereich von 0 bis 0,5 mg/L; Wellenlänge: 285,21 nm

Jede untersuchte Probe wurde drei Mal nacheinander gemessen, wobei der daraus errechnete Mittelwert als Messwert festgelegt wurde. Sofern die Konzentration der gemessenen Probe(n) außerhalb des Messbereiches lag, wurde(n) diese mit verdünnter 2%iger Salpetersäure entsprechend verdünnt.

3.6.1.2 Spektroskopische Analyse von Quecksilber

Die Bestimmung der Quecksilberkonzentration des aufgeschlossenen Probenmaterials erfolgte mithilfe der Kaltdampf- Atomabsorptionsspektroskopie (CV-AAS).

Grundlage der Kaltdampftechnik

Aufgrund der Tatsache, dass Quecksilber bereits bei Zimmertemperatur einen sehr hohen Dampfdruck besitzt, bzw. sich dieses auch leicht aus seinen Verbindungen zu elementarem Quecksilber reduzieren lässt, muss im Gegensatz zu anderen AA Elementen für die atomabsorptionsspektroskopische Messung von Quecksilber keine thermische Energie zur Atomisierung aufgebracht werden. Aus diesem Grund kommt diesem Element eine analytische Sonderstellung zu.

In der speziell für die Messung von Quecksilber entwickelten Kaltdampftechnik (engl.: cold vapour atomic absorption spectrometry; CV-AAS) wird das im Probenmaterial vorliegende Quecksilber durch die Reduktionsmittel Natriumborhydrid oder Zinnchlorid in seine elementare Form reduziert, wodurch dieses aufgrund seiner Eigenschaften in den

Gaszustand übergeht. Ein während des Reduktionsprozesses durch die Lösung führender Inertgasstrom (Argon oder Stickstoff) treibt zusätzlich elementares Quecksilber aus dem Reaktionsgemisch aus, bzw. transportiert den Quecksilberdampf in die Absorptionszelle, in der die Messung bei einer Wellenlänge von 253,7 nm erfolgt. Um in der Absorptionszelle, ein durch Wassertropfen verursachtes Streulicht oder die Kondensation von Quecksilber an der Innenwand der Zelle zu vermeiden, wird diese fallweise auf über 100 °C erhitzt. Der gesamte Prozess der Kaltdampftechnik wird häufig durch die Kombination mit Fließinjektionssystemen automatisiert, wodurch ein hoher Probendurchsatz erreicht werden kann.

Der Vorteil dieser Methode liegt einerseits in der äußerst niedrigen Nachweisgrenze und andererseits in ihrer hohen Selektivität. Da sich diese Methode jedoch allein auf die Messung von Quecksilber beschränkt, stellt die Selektivität aber auch zugleich ihren Nachteil dar (Beaty et. al., 1993; Cammann, 2001).

Durchführung der Messung

Zur quantitativen Bestimmung des Quecksilbers wurde das FIMS 400 Flow Injektion Mercury System der Firma Perkin Elmer verwendet. Als Reduktionsmittel diente eine 0,2%ige Natriumborhydridlösung in 0,05%iger Natronlauge, welche in der Reaktionszelle mit einer Carrierlösung (~ 3%ige Salzsäure) versetzt wurde.

Die vor jeder Messung durchgeführte Kalibrierung erfolgte im Konzentrationsbereich von 0-15 µg/L, wobei die Kalibriergerade jeweils aus mindestens 5 Messpunkten bestand und der Korrelationsfaktor immer größer/gleich 0,9995 war.

Als Ausgangslösungen zur Herstellung der verwendeten Standards diente ein Hg-Standard (1000 mg/L) und eine ca. 2%ige Salpetersäure, wobei die Standards zusätzlich durch die Zugabe einer Kaliumpermanganat Lösung (1 Kristall KMnO_4 in ca. 10 mL Wasser gelöst) stabilisiert wurden.

Die Messung einer Probenserie begann jeweils ca. 30 Minuten nach der Inbetriebnahme des Messgerätes. Jede Probe wurde drei Mal gemessen und der daraus errechnete Mittelwert als Messwert festgelegt. Sofern die Konzentration der gemessenen Probe(n) außerhalb des Messbereiches lag, wurde(n) diese mit Milliporewasser entsprechend verdünnt.

Evaluierung der Methode

Zur Evaluierung der Methode wurde vor und während der Arbeit insgesamt 11 Proben eines zertifizierten Referenzmaterials des Natural Research Council Canada auf dessen Quecksilbergehalt untersucht. Die hierzu verwendete getrocknete Fischmuskulatur (DORM-3) besitzt einen Hg-Gehalt von 0,409 µg/g Trockenmasse (TM) bei einer Standardabweichung von 0,027 µg/g.

Die nach entsprechender Probenvorbereitung und spektroskopischer Analyse erhaltene mittlere Quecksilberkonzentration entsprach 0,430 µg/g TM und einer Standardabweichung von 0,016 µg/g TM, was einer Wiederfindungsrate von 105,25 % entspricht.

Die nachstehende Tabelle gibt einen Überblick über die Daten des Referenzmaterials, den erhaltenen Mittelwert und Standardabweichung der analysierten Proben sowie die daraus resultierende Wiederfindungsrate von Quecksilber im Referenzmaterial.

Element	DORM-3 (µg/g TM)	Probe (n=11) (µg/g TM)	Wiederfindungsrate (%)	NWG (µg/L)
Hg	0,409 ± 0,027	0,43 ± 0,016	105,25	0,1

Tabelle 4: Hg-Gehalt des Referenzmaterials, Messwert und resultierende Wiederfindungsrate

3.6.2 Messung der gelösten organischen Bestandteile

Grundlage der Messung

Die sowohl in Grund-, Oberflächen- und Abwasser enthaltenen organischen Komponenten, welche bei der Beurteilung der Wasserqualitäten eine bedeutende Rolle spielen, werden üblicherweise mithilfe von Summenparametern erfasst, da eine quantitative Analyse der Einzelkomponenten praktisch unmöglich ist.

Grundsätzlich setzt sich der gesamte Kohlenstoffgehalt (engl.: total carbon; TC) eines Gewässers aus der Summe des organisch und anorganisch gebundenen Kohlenstoffs zusammen.

Seitens des organischen Kohlenstoffbestandteils kann dabei zwischen dem gesamten organischen Kohlenstoff (engl.: total organic carbon; TOC), dem gelösten organischen Kohlenstoff (engl.: dissolved organic carbon; DOC), sowie dem flüchtigen organischen Kohlenstoff (engl.: volatile organic carbon; VOC) unterschieden werden. Der DOC ist hierbei definiert als die „Summe des organischen gebundenen Kohlenstoff aus Verbindungen, die einen Membranfilter der Porenweite 0,45 µm passieren. Cyanate, Isocyanate und Thiocyanate werden miterfasst.“ (Cammann, 2001, S.: 10-12)

Bei der Bestimmung des DOC wird der Kohlenstoff als gemeinsames Strukturbestandteil genutzt. Zur Messung der Kohlenstoffkonzentration wird dieser möglichst vollständig zu CO₂ oxidiert und quantitativ erfasst.

Zur Messung hat sich der Einsatz von Hochtemperaturöfen durchgesetzt. Hierbei wird die entsprechend filtrierte Probe mit Säure versetzt, wodurch der anorganische Kohlenstoff in Form von Kohlendioxid (CO₂) ausgetrieben und mithilfe eines Gases, z. B. Sauerstoff oder Stickstoff, ausgeblasen wird. Anschließend wird die Probe unter Sauerstoffzufuhr und teilweise unter Verwendung eines Katalysators bei Temperaturen von 450 °C bis 1200 °C zu CO₂ oxidiert. Das dadurch entstehende Verbrennungsgas, welches neben CO₂ auch Wasserdampf, Stickoxide und Stickstoff enthält, wird, bevor es zum Detektor geleitet wird, getrocknet und gekühlt bzw. auch von den Fremdgasen gereinigt. Die Detektion des CO₂ erfolgt aufgrund der guten Empfindlichkeit häufig mit IR-Messzellen (Fent, 2007; Cammann, 2001).

Durchführung der Messung

Zur quantitativen Bestimmung des DOC wurde der TOC-VCPH Total Organic Carbon Analyser der Firma Shimadzu verwendet. Die Kalibrierung erfolgte mit dem entsprechenden Standard, wobei die Kalibriergerade aus 5 Messpunkten bestand und der Korrelationsfaktor größer/gleich 0,9995 war.

3.7 Statistische Methode

Die statistischen Berechnungen wurden mithilfe des Statistikprogramms SPSS Version 17.0 für Microsoft Windows und Microsoft Excel 2010 durchgeführt.

4. Ergebnisse

4.1 Allgemeine Wasserparameter

Tabelle 5 zeigt die durchschnittlich gemessenen allgemeinen Wasserparameter der einzelnen Probennahmestellen ($\pm$ Standardabweichung), wobei n die Anzahl der untersuchten Proben darstellt.

Standort	n	Leitfähigkeit (mS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	Na (mg/L)	K (mg/L)	Mg (mg/L)	Ca (mg/L)
Norden	8	1,795 $\pm$ 0,062	9,0 $\pm$ 0,1	20,5 $\pm$ 3,5	213,2 $\pm$ 32,09	25,26 $\pm$ 1,53	104,3 $\pm$ 6,11	21,22 $\pm$ 2,4
Osten	4	1,794 $\pm$ 0,040	8,9 $\pm$ 0,1	23,7 $\pm$ 8,3	178,18 $\pm$ 26,65	25,66 $\pm$ 2,22	96,74 $\pm$ 5,35	23,5 $\pm$ 16,29
Westen	1	1,435	8,7	17,8	48,42	14,5	77,5	33,09
Wulka	1	0,941	7,5	14,5	32,12	6,2	47,87	67,91

Tabelle 5: Zusammenfassende Darstellung der allgemeinen Wasserparameter

4.2 Quecksilbergehalt der einzelnen Kompartimente

4.2.1 Wasser

- In den Proben des Seewasserfiltrats konnte kein Quecksilber nachgewiesen werden (Nachweisgrenze = 100 ng/L).

4.2.2 Sediment

- An der Probennahmestelle „Norden“ lag der Hg-Gehalt für das Sediment zwischen 0,053 und 0,071 $\mu\text{g/g}$ TM, was gesamt einem Mittelwert von 0,063 $\mu\text{g/g}$ TM und einer Standardabweichung von 0,006 $\mu\text{g/g}$ TM entspricht.
Der Gehalt an organischen Bestandteilen des Sediments lag dabei zwischen 8,8 und 12,9%, was einem Mittelwert von 11,1% und einer Standardabweichung von 1,39 % entspricht.
- An der Probennahmestelle „Osten“ lagen die Hg-Werte für das Sediment zwischen 0,011 und 0,066 $\mu\text{g/g}$ TM, was gesamt einem Mittelwert von 0,041 $\mu\text{g/g}$ TM und einer Standardabweichung von 0,019 $\mu\text{g/g}$ TM entspricht.
Der Prozentsatz der organischen Bestandteile bezogen auf das Trockengewicht des Sediments lag dabei zwischen 1,08 und 11,01 %, was einem Mittelwert von 6,39 % und einer Standardabweichung von 3,45 % entspricht.

- An der Probennahmestelle „Westen“ lag der Hg-Gehalt für das Sediment zwischen 0,056 und 0,113 µg/g TM, was gesamt einem Mittelwert von 0,085 µg/g TM und einer Standardabweichung von 0,024 µg/g TM entspricht.
Der Gehalt an organischen Bestandteilen des Sediments lag dabei zwischen 12,4 und 13,0%, was einem Mittelwert von 12,6% und einer Standardabweichung von 0,23 % entspricht.
- An der Probennahmestelle „Wulka“ lag der Hg-Gehalt für das Sediment zwischen 0,065 und 0,092 µg/g TM, was gesamt einem Mittelwert von 0,08 µg/g TM und einer Standardabweichung von 0,011 µg/g TM entspricht.
Der Gehalt an organischen Bestandteilen des Sediments lag dabei zwischen 9,8 und 21,0%, was einem Mittelwert von 15,5% und einer Standardabweichung von 4,5% entspricht.

In der nachstehenden Tabelle 6 sind die Ergebnisse der Sedimentproben zusammenfassend dargestellt.

Standort	Proben	Hg-Gehalt (µg/g TM)			Org.-Bestandteil (%)		
		Min.	Max.	MW ± STAW	Min.	Max	MW ± STAW
Norden	12	0,053	0,071	0,063 ± 0,006	8,8	12,9	11,1 ± 1,39
Osten	11	0,011	0,066	0,041 ± 0,019	1,08	11,01	6,39 ± 3,45
Westen	4	0,056	0,113	0,085 ± 0,024	12,4	13,0	12,6 ± 0,23
Wulka	4	0,065	0,092	0,08 ± 0,011	9,8	21,0	15,5 ± 4,5

Tabelle 6: Zusammenfassende Darstellung des Hg-Gehalts der Sedimentproben

Die graphische Auswertung der standortspezifisch festgestellten Quecksilberkonzentration sowie der Prozentsatz des organischen Bestandteils sind in Abbildung 15 dargestellt.

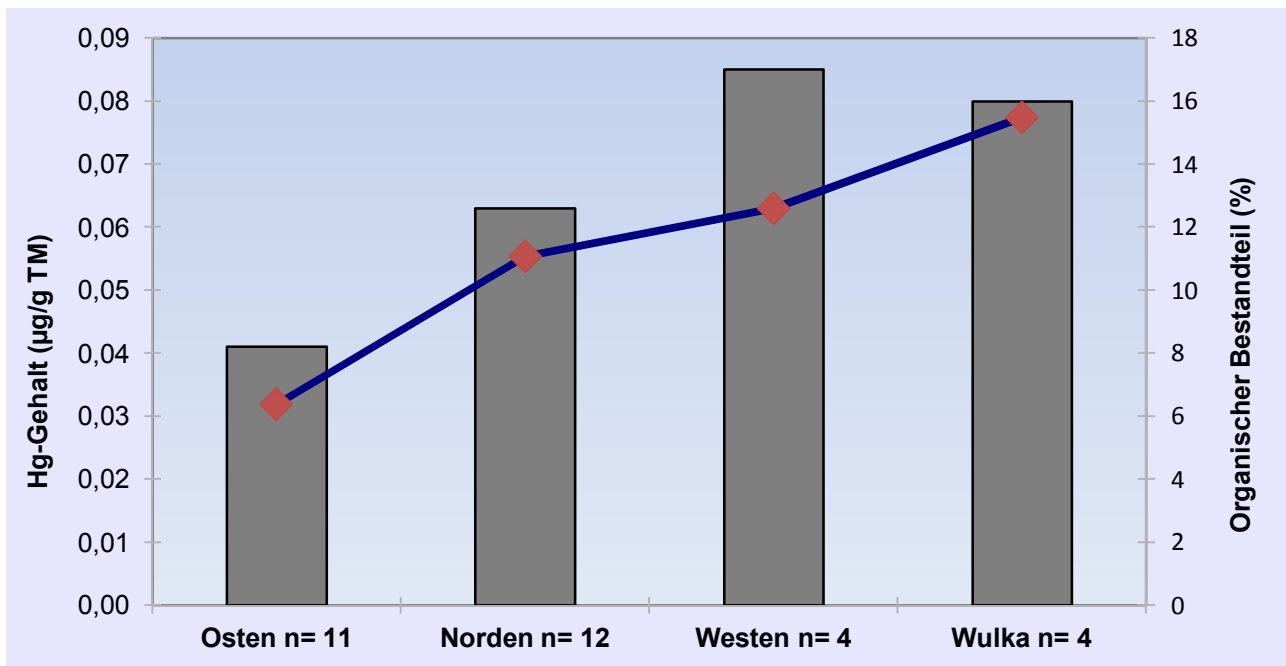


Abbildung 15: Durchschnittlicher Hg-Gehalt und organischer Bestandteil der Sedimentproben

Abbildung 16 zeigt den Quecksilbergehalt der Sedimentproben in Abhängigkeit zum organischen Bestandteil.

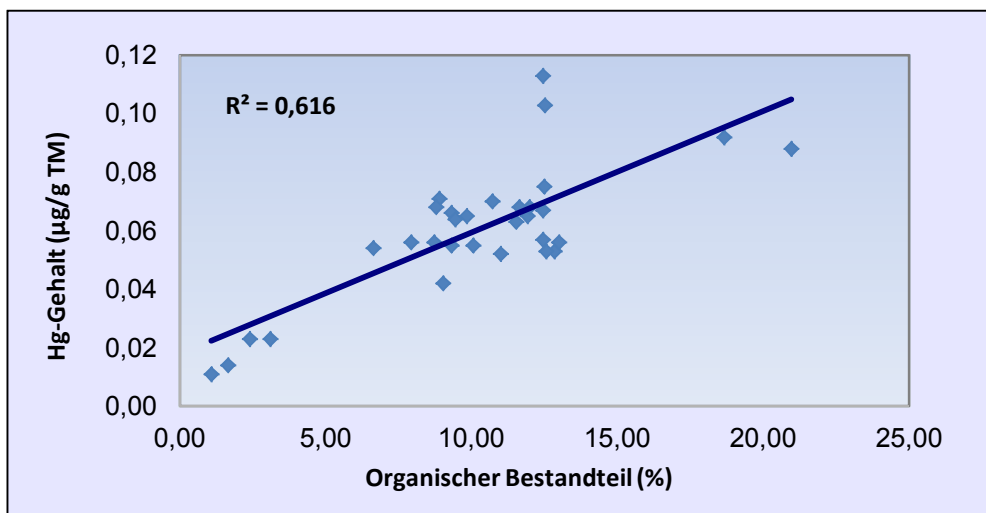


Abbildung 16: Hg-Gehalt der Sedimentproben in Abhängigkeit zum organischen Bestandteil

4.2.3 Wasserpflanzen

Die Wasserpflanzen der Gattungen *Myriophyllum* und *Potamogeton* konnten an den Probenstandorten „Osten“ und „Norden“ gefunden werden.

- *Myriophyllum*

Die Hg-Werte für die Wasserpflanzen der Gattung *Myriophyllum* lagen zwischen 0,135 und 0,468 µg/ TM, was einem Mittelwert von 0,286 µg/g TM und einer Standardabweichung von 0,102 µg/g TM entspricht.

- *Potamogeton*

Die Hg-Werte für die Wasserpflanzen der Gattung *Potamogeton* lagen zwischen 0,088 und 0,479 µg/g TM, was einem Mittelwert von 0,226 µg/g TM und einer Standardabweichung von 0,152 µg/g TM entspricht.

In Tabelle 7 sind die Ergebnisse überblicksartig zusammengefasst.

Wasserpflanze	Proben	% TM von FG			Hg-Gehalt (µg/g)		
		Min.	Max.	MW ± STAW	Min.	Max.	MW ± STAW
<i>Myriophyllum</i>	11	12,33	28,22	17,68 ± 4,54	0,135	0,468	0,286 ± 0,102
<i>Potamogeton</i>	8	10,68	19,76	16,2 ± 2,55	0,088	0,479	0,226 ± 0,152

Tabelle 7: Zusammenfassende Darstellung des Hg-Gehalts der Wasserpflanzen

4.2.4 Fische

- *L. gibbosus*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *L. gibbosus* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,101 und 0,598 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,253 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.124 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,023 und 0,254 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,122 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.050 µg/g FG entspricht.

Abbildung 17 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

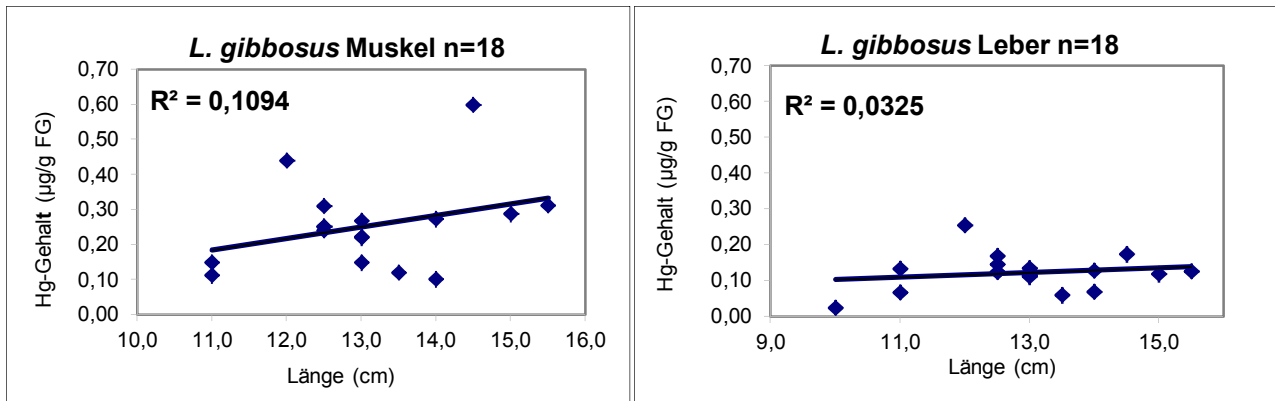


Abbildung 17: Hg-Gehalt des *L. gibbosus* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *S. lucioperca*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *S. lucioperca* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,03 und 0,488 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,205 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.158 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,059 und 0,342 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,149 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.090 µg/g FG entspricht.

Abbildung 18 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

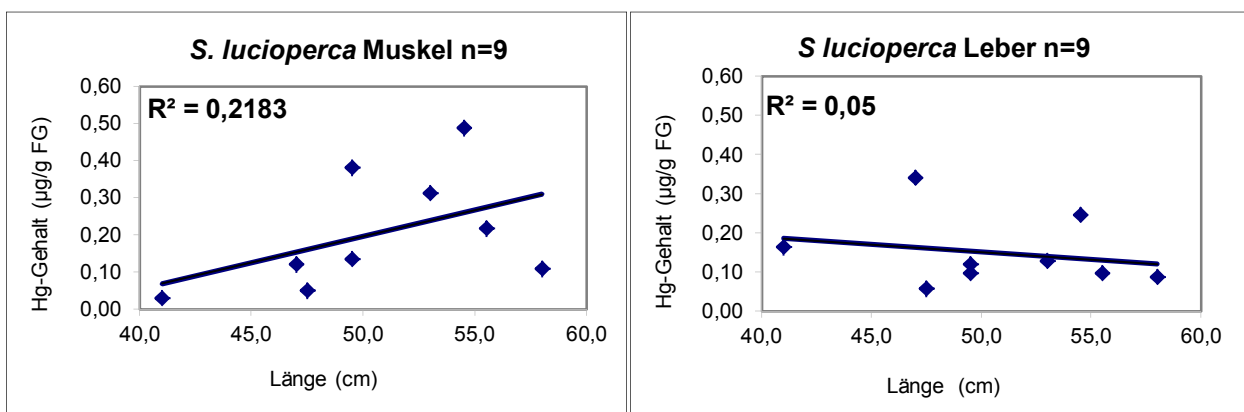


Abbildung 18: Hg-Gehalt des *S. lucioperca* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *P. fluviatilis*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *P. fluviatilis* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,052 und 0,457 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,184 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.027 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,027 und 0,197 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,091 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.054 µg/g FG entspricht.

Abbildung 19 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

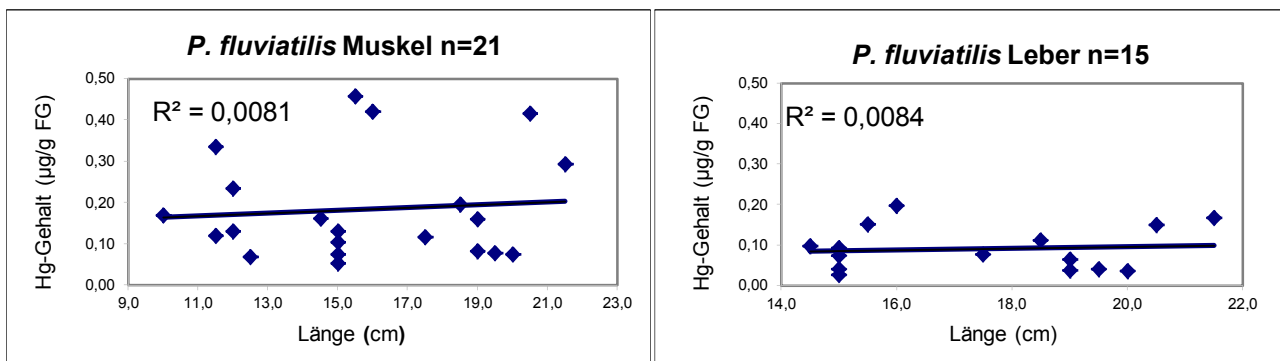


Abbildung 19: Hg-Gehalt des *P. fluviatilis* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *B. bjoerkna*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *B. bjoerkna* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,018 und 0.367 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,180 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.087 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,022 und 0,144 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,069 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.033 µg/g FG entspricht.

Abbildung 20 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

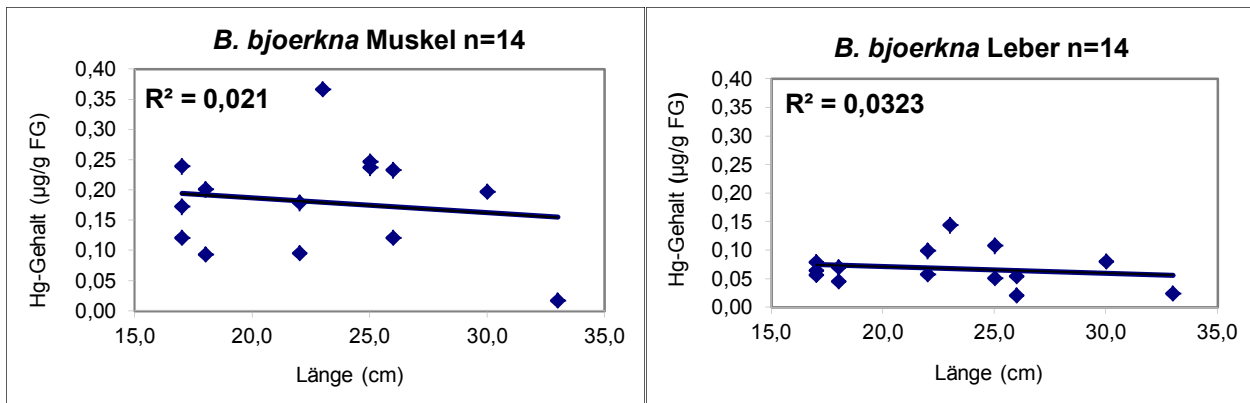


Abbildung 20: Hg-Gehalt des *B. bjoerkna* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *A. brama*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *A. brama* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,032 und 0,258 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,142 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0,074 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,009 und 0,090 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,048 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0,026 µg/g FG entspricht.

Abbildung 21 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

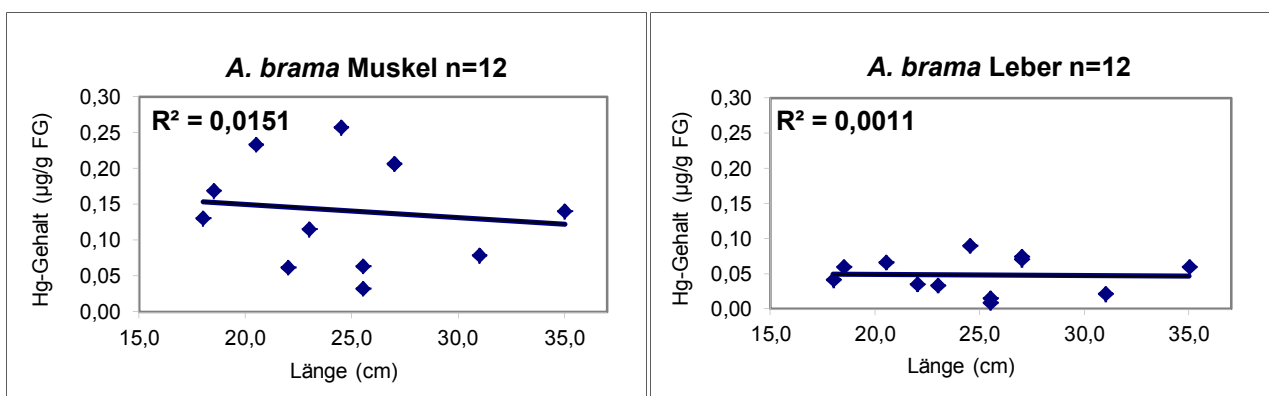


Abbildung 21: Hg-Gehalt des *A. brama* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *E. lucius*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *E. lucius* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,034 und 0,404 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,135 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.085 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,035 und 0,242 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0.131 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.065 µg/g FG entspricht.

Abbildung 22 zeigt die Hg-Konzentrationen in von Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

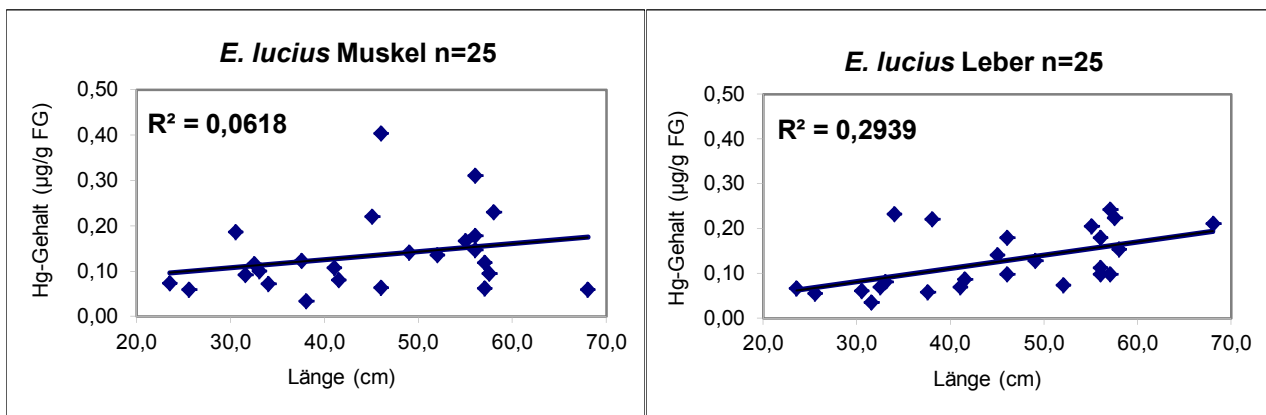


Abbildung 22: Hg-Gehalt des *E. lucius* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *R. rutilus*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *R. rutilus* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,051 und 0,154 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,084 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.033 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,017 und 0,143 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,061 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.046 µg/g FG entspricht.

Abbildung 23 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

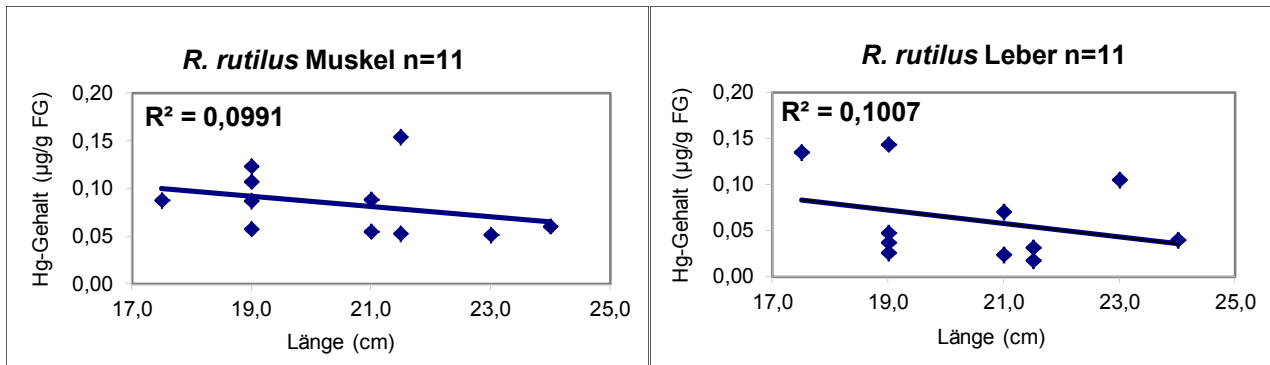


Abbildung 23: Hg-Gehalt des *R. rutilus* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *S. erythrophthalmus*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *S. erythrophthalmus* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,068 und 0,090 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,079 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0,009 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,021 und 0,034 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,026 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0,006 µg/g FG entspricht.

Abbildung 24 zeigt die Hg-Konzentrationen in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

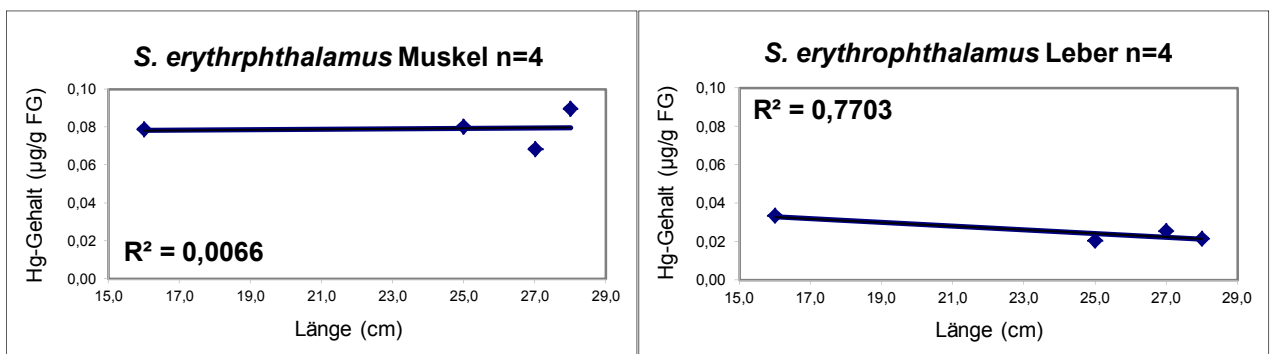


Abbildung 24: Hg-Gehalt des *S. erythrophthalmus* in Abhängigkeit zur Totallänge

- *C. gibelio*

Die Hg-Werte für die Exemplare des *C. gibelio* lagen für das Muskelgewebe zwischen 0,011 und 0,243 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,066 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.057 µg/g FG entspricht.

Die Hg-Werte für das Lebergewebe lagen dabei zwischen 0,010 und 0,103 µg/g FG, was einem Mittelwert von 0,044 µg/g FG und einer Standardabweichung von 0.023 µg/g FG entspricht.

Abbildung 25 zeigt die Hg-Konzentrationen in Hg-Konzentrationen von Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit zur Totallänge.

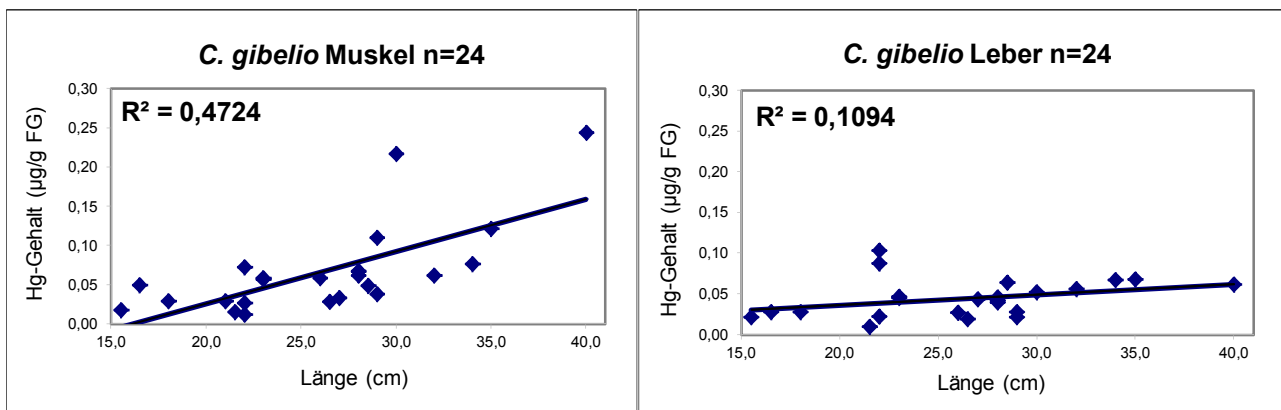


Abbildung 25: Hg-Gehalt des *C. gibelio* in Abhängigkeit zur Totallänge

Die graphische Auswertung der mittleren Hg-Konzentrationen in den Gewebstypen der einzelnen Fischarten ist in Abbildung 26 und Abbildung 27 dargestellt.

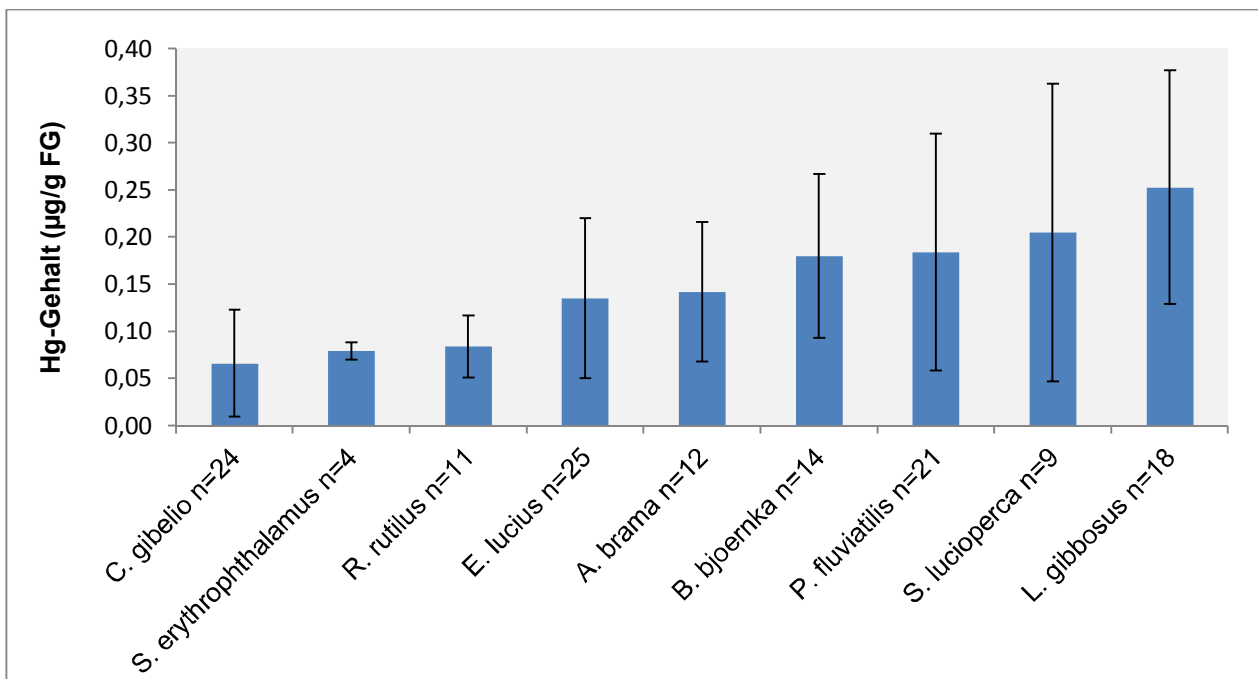


Abbildung 26: Darstellung des Hg-Gehalts (mit Fehlerbalken) im Muskelgewebe der untersuchten Fische

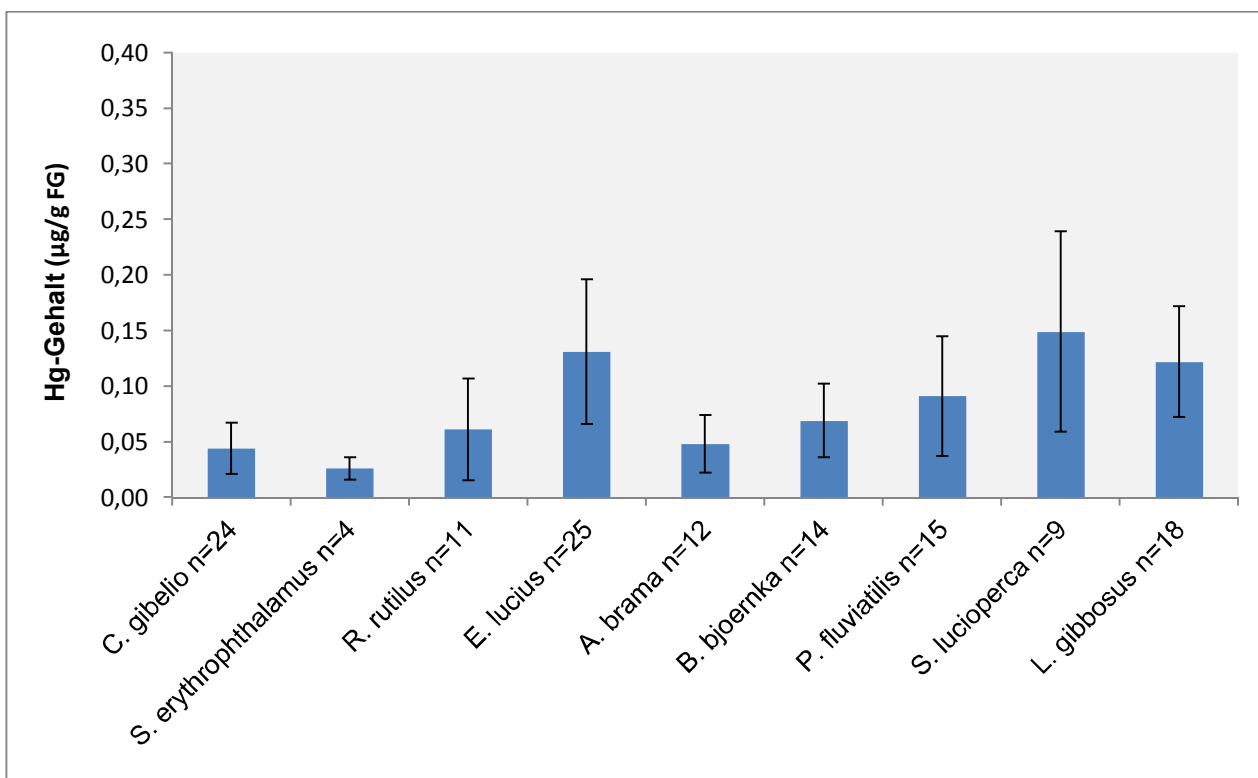


Abbildung 27: Darstellung des Hg-Gehalts (mit Fehlerbalken) im Lebergewebe der untersuchten Fische

Tabelle 8 fasst die Messergebnisse der Totallänge und den Hg-Gehalt im Muskel- und Lebergewebe der Fische zusammen.

Fischart	n	Totallänge (mm)			Hg-Gehalt Muskel (µg/g)			Hg-Gehalt Leber (µg/g)		
		Min	Max	MW ± STAW	Min	Max	MW ± STAW	Min	Max	MW ± STAW
<i>L. gibbosus</i>	18	100	155	129 ± 14	0.101	0.598	0.253 ± 0.124	0.023	0.254	0.122 ± 0.050
<i>S. lucioperca</i>	9	410	580	506 ± 52	0.030	0.488	0.205 ± 0.158	0.059	0.342	0.149 ± 0.090
<i>P. fluviatilis</i>	21	100	215	158 ± 34	0.052	0.475	0.184 ± 0.126	0.027	0.197	0.091 ± 0.054
<i>B. bjoerkna</i>	14	170	330	228 ± 51	0.018	0.367	0.180 ± 0.087	0.022	0.144	0.069 ± 0.033
<i>A. brama</i>	12	180	350	248 ± 49	0.032	0.258	0.142 ± 0.074	0.009	0.090	0.048 ± 0.026
<i>E. lucius</i>	25	235	680	451 ± 120	0.034	0.404	0.135 ± 0.085	0.035	0.242	0.131 ± 0.065
<i>R. rutilus</i>	11	175	240	205 ± 20	0.051	0.154	0.084 ± 0.033	0.017	0.143	0.061 ± 0.046
<i>S. erythrophthalmus</i>	4	160	280	240 ± 55	0,068	0,090	0,079 ± 0,009	0,021	0,034	0,026 ± 0,006
<i>C. gibelio</i>	24	150	400	261 ± 59	0.011	0.243	0.066 ± 0.057	0.010	0.103	0.044 ± 0.023

Tabelle 8: Totallänge und Hg-Gehalt im Muskel- und Lebergewebe der untersuchten Fische

5. Diskussion

Hinsichtlich der erhaltenen Daten werden im Folgenden die in den einzelnen Kompartimenten festgestellten Quecksilberkonzentrationen bezüglich anderer vergleichbarer Messergebnisse, der möglichen Ursachen sowie den rechtlichen Höchstwerten diskutiert.

Betrachtung der einzelnen Kompartimente

Wasser

In der EU-Wasserrahmenrichtlinie (2000/60/EG), welche den Gemeinschaftsrahmen für den Schutz und die Bewirtschaftung des Wassers innerhalb der Europäischen Union festlegt, wird Quecksilber und seine Verbindungen als prioritär aufgelistet. Als Umweltqualitätsnorm, dessen Einhaltung den guten chemischen Zustand eines Gewässers festlegt, wird für Quecksilber und seine Verbindungen gemäß der „Tochterrichtlinie“ (Richtlinie 2008/105/EG) eine Konzentration von 0,05 µg/L im Jahresdurchschnitt bzw. eine zulässige Höchstkonzentration von 0,07 µg/L für Binnenoberflächengewässer festgelegt.

In den untersuchten Wasserproben des Neusiedler Sees konnte kein Quecksilber nachgewiesen werden. Hinsichtlich der hierfür verwendeten Methode, die eine Nachweisgrenze von 100 ng/L aufweist, liegen die in der Wasserrahmenrichtlinie festgelegten Grenzwerte unterhalb des Messbereiches, weshalb sich zur Einhaltung der Umweltqualitätsnorm keine Aussagen treffen lassen.

Bezüglich der Bewertung des chemischen Zustandes des Neusiedler Sees wird dieser jedoch vom Bundesamt für Wasserwirtschaft (2010) mit „gut oder besser“ bzw. im Badewasserprofil des Bundesministeriums für Gesundheit und Amt der Burgenländischen Landesregierung (2011) mit „guter Zustand“ bewertet.

Die Messergebnisse der allgemeinen Wasserparameter des Neusiedler Sees zeigen, wie bereits von Löffler (1974) beschrieben, dass es sich um ein salin-alkalisches Gewässer mit einem hohen Gehalt an gelösten organischen Bestandteilen handelt.

Diese speziellen Eigenschaften des Sees, besonders jedoch der hohe DOC-Gehalt, lässt aufgrund der beispielsweise von Dittman et al. (2010) gezeigten positiven Korrelation zwischen der DOC- und Quecksilberkonzentration, eine relativ hohe Hg-Konzentration im See erwarten.

Sediment

Aus den Messergebnissen der Sedimentproben ist allgemein zu entnehmen, dass im Sediment der Probennahmestellen „Wulka“ und „Westen“ höhere Hg-Konzentrationen festgestellt werden konnten als an den anderen Probennahmestellen (Abbildung 15). Verglichen zu Messergebnissen einer 2009 durchgeführten Untersuchung der Quecksilberbelastung im Sediment der Schwechat (Niederösterreich) liegt die in der Wulka durchschnittlich gemessene Hg-Konzentration (Tabelle 6) über der des naturbelassenen Oberlaufes der Schwechat. Die Untersuchung stellte in diesem Bereich eine durchschnittliche Konzentration von $0,036 \pm 0,0036 \mu\text{g/g TM}$ fest, während vermutlich durch zusätzliche anthropogene Einflüsse bereits im Mittellauf ein Anstieg der mittleren Hg-Konzentration auf $0,134 \pm 0,0392 \mu\text{g/g TM}$ und im Unterlauf eine durchschnittliche Konzentration von $0,260 \pm 0,0204 \mu\text{g/g TM}$ zu verzeichnen war (Braunsteiner, 2010).

Der höhere Hg-Gehalt im Sediment der Wulka bzw. des aus dem „Westen“ nahe des Einflussbereiches der Wulka entnommenen Sediments könnte daher ebenso aus einer geringen anthropogenen Belastung im 38 km langen Einzugsgebiet der Wulka resultieren. Aus Abbildung 15 ist jedoch weiter zu entnehmen, dass im Sediment der Wulka bzw. „Westen“ nicht nur die höchste Hg-Konzentration sondern auch der höchste Gehalt an organischen Bestandteilen festgestellt wurde. Durch die in Abbildung 16 gezeigte positive Korrelation zwischen Hg-Gehalt und Prozentsatz der organischen Bestandteile, wonach die Hg-Konzentration mit dem organischen Bestandteil steigt, könnte dies ebenso ein Erklärungsgrund für die festgestellten Konzentrationsunterschiede sein.

Der gefundene Zusammenhang zwischen Hg-Gehalt und organischen Bestandteile des Sediments bestätigt auch zusätzlich die allgemeine Annahme, dass organischen Komponenten eine wichtige Rolle bei der Speicherung von Quecksilber in Sedimenten zukommt (Kim et al., 1997).

Ein vergleichbares Ergebnis für die gefundene Korrelation zwischen Hg-Konzentration und organischen Bestandteilen, bzw. auch für die im Neusiedler See festgestellten Hg-Konzentrationen, lässt sich in einer Studie von Kainz et. al. (2006) finden. Die Untersuchung von 13 unberührten Seen im Bereich der James Bay (Canada) ergab einen Hg-Mittelwert von $0,097 \pm 58$ und $0,090 \pm 30 \mu\text{g/g TM}$ sowie einen signifikanten Zusammenhang zwischen der Quecksilberkonzentration (speziell des MeHg) und dem TOC-Gehalt des untersuchten Sediments.

Wasserpflanzen

Die in den zwei Gattungen *Myriophyllum* und *Potamogeton* durchschnittlich gemessenen Hg-Konzentrationen (Tabelle 7) lagen geringfügig oberhalb der von Löffler et al. (1994) festgestellten Hg-Konzentration in den Wasserpflanzen der Arten *Myriophyllum spicatum* und *Potamogeton pectinatus* aus der Thaya.

Allgemein lässt sich weiter feststellen, dass beide untersuchten Gattungen höhere Quecksilberkonzentrationen als das Sediment, in dem diese verwurzelt waren, aufwiesen bzw. die ähnliche mittlere erreichte Hg-Konzentration eine vergleichbare Fähigkeit zur Bioakkumulation von Quecksilber vermuten lässt.

In der bereits erwähnten Hg-Untersuchung von Braunsteiner (2010) wurde eine Quecksilberuntersuchung in submersen Moosen der Schwechat, deren durchschnittlicher Wassergehalt annäherungsweise vergleichbar mit denen der Wasserpflanzen aus dem Neusiedler See ist, durchgeführt. Das im naturbelassenen Oberlauf gefundene Moos *Platyhypnidium riparioides* (Hedw.) zeigte hierbei eine durchschnittliche Quecksilberkonzentration von $0,189 \pm 0,0072 \mu\text{g g/g TM}$ und liegt damit geringfügig unterhalb der in den Wasserpflanzen des Neusiedler Sees gemessenen Hg-Konzentrationen. Ein direkter Vergleich der Wasserpflanzen aus dem Neusiedler See und dem untersuchten Moos aus der Schwechat ist zwar nicht zulässig, jedoch weist die ähnlich hohe erreichte Quecksilberkonzentration, dass diese Wasserpflanzen, vergleichbar mit Moosen, Quecksilber in hohen Konzentrationen anreichern können.

Fische

Die Auswertung der Daten zeigte, dass sowohl innerhalb einer Fischart als auch zwischen den Fischarten selbst, eine weit gestreute Hg- Anreicherung festzustellen ist. Dies betrifft sowohl das Muskelgewebe als auch das Lebergewebe der Fische (Abbildung 26 und 27). Als allgemeine Faktoren, die die Hg-Anreicherung in Fischen beeinflussen, sind das erreichte Alter, die Länge, die Wachstumsrate, die Ernährungsgewohnheit, die trophische Stufe, das Geschlecht sowie das Habitat der Fische (Storelli et al., 2005) zu nennen.

Totallänge und Quecksilbergehalt

Die allgemeine Annahme, wie sie unter anderem auch bei Kruse et. al. (2008) gefunden wird, wonach es bedingt durch die kontinuierliche Anreicherung von Quecksilber über die gesamte Lebensspanne zu einer Erhöhung der Quecksilberkonzentration im Alter kommt, konnte in dieser Arbeit (die Totallänge diente als Indikator für das unterschiedliche Alter) nicht bestätigt werden (Abbildungen 17-25). Ein ebenso nicht bestehender

Zusammenhang zwischen den Wertepaaren Alter und MeHg-Konzentration wurde in den von Kruse et. al. (2008) untersuchten Fischarten des Alaska-Seelachs und Rotbarschs festgestellt, während beispielsweise im Dorsch eine sehr gute Korrelation gefunden werden konnte.

Vergleich der Fischarten

Von den im Neusiedler See untersuchten Fischarten zeigt der *L. gibbosus* bezogen auf die Mittelwerte im Muskelgewebe die höchste Hg-Konzentration (Abbildung 26). Verglichen zu einer von Hüge et. al. (2011) durchgeführten Vergleichsstudie zwischen dem „St. Marks National Wildlife Refuge“ und der „St. Andrew Bay“ (Florida) wurden im *L. gibbosus* Hg-Belastungen festgestellt, die sowohl über als auch unter denen des *L. gibbosus* aus dem Neusiedler See liegen. Die Mittelung der aus der „St. Andrew Bay“ erhaltenen Daten ergaben in der Muskulatur eine Quecksilberkonzentration von 0,13 µg/g (n=40), während im „St. Marks National Wildlife Refuge“ eine durchschnittliche Hg-Konzentration von 0,366 µg/g gemessen wurde.

Auffallend bei Betrachtung der im Muskelgewebe der piscivoren Fischarten erreichten Hg-Konzentrationen (Abbildung 26) ist besonders der *E. lucius* durch seine vergleichsweise geringere Hg-Belastung.

Nach den Ergebnissen einer im Reservoir Želivka (Tschechische Republik) durchgeführten Langzeitstudie von Kružíková et. al (2011), in der unter anderem ebenso die Fischarten *S. lucioperca*, *E. lucius* und *P. fluviatilis* untersucht wurden, wäre für den *E. lucius* eine höhere Belastung als im *S. lucioperca* oder *P. fluviatilis* zu erwarten gewesen. In diesem Untersuchungsgebiet, in welchem keine lokalen Kontaminationsquellen bekannt sind, konnte beispielsweise im Muskelgewebe des *E. lucius* eine THg-Konzentration von 0,5 µg/g FG festgestellt werden, während vergleichsweise im *S. lucioperca* und *P. fluviatilis* eine Konzentration von 0,17 µg/g FG und 0,15 µg/g FG gefunden wurde.

Zieht man für die unterschiedliche Quecksilberbelastung des *E. lucius* und *S. lucioperca* die jeweilige Ernährung als mögliche Ursache heran, so lässt sich wie schon beschrieben (Kapitel 2.5) festhalten, dass sich beide Fischarten bereits früh von Jungfischen ernähren. Während sich der Hecht auch von Beutefischen, die seiner eigenen Körpergröße nahe kommen, ernährt, ist der Zander nur auf kleinere Fische spezialisiert (Gerstmeier, 2003). Gemäß der unterschiedlichen Größe der Beutefische sollte der *E. lucius* unter Annahme der Biomagnifikation und/oder einer positiven Korrelation zwischen Größe und Hg-Gehalt

stärker belastet sein.

Vergleicht man den *E. lucius* und *S. lucioperca* hinsichtlich ihrer durchschnittlich erreichten Länge, wird für die weiblichen Exemplare des *E. lucius* bzw. *S. lucioperca* eine durchschnittliche Länge von 55 cm und 50 cm angegeben (Muus et al., 1968). Bei gutem Nahrungsangebot können Hechte bereits im ersten Lebensjahr eine Länge von 30 cm erreichen, während vergleichsweise der Zander im ersten Sommer eine Länge von ca. 10 cm erreicht (Gerstmeier, 2003). Geht man davon aus, dass der Zander eine geringere Wachstumsrate aufweist, wäre die größere Durchschnittslänge der untersuchten Zander (50,6 cm) verglichen zu der des Hechtes (45,1 cm) ein möglicher Erklärungsgrund für die niedrigere Hg-Belastung des *E. lucius*.

Stellt man den Hg-Gehalt des *E. lucius* mit allen untersuchten Fischarten gegenüber, ist es besonders bemerkenswert, dass dieser nicht nur geringere Hg-Werte als die piscivoren Fischarten aufwies, sondern dass im Durchschnitt die omnivoren Fischarten *B. bjoerkna* und *A. brama* ebenso höhere Hg-Werte als der *E. lucius* zeigten.

Eine Studie von Tabatabaie et. al (2011) konnte ein ähnliches Ergebnis für die omnivore Fischart *Cyprinus carpio* und den piscivoren *S. lucioperca* zeigen. Hierbei wurden je 7 Exemplare beider Fischarten an zwei unterschiedlichen Standorten an der Südküste des Kaspischen Meeres untersucht. Die Messungen des THg-Gehalts in der Muskulatur ergaben an einem Standort im *C. carpio* und *S. lucioperca* eine mittlere Konzentration von $0.20 \pm 0.02 \mu\text{g/g FG}$ und $0.06 \pm 0.01 \mu\text{g/g FG}$, während am zweiten Standort eine mittlere Konzentration im *C. carpio* und *S. lucioperca* von $0.20 \pm 0.03 \mu\text{g/g FG}$ und $0.15 \pm 0.03 \mu\text{g/g FG}$ gemessen wurde. Als mögliche Erklärung für die höhere Hg-Belastung des *C. carpio* wird die unterschiedliche Ernährung diskutiert, wobei die bodennahe Nahrungsaufnahme des *C. carpio* hierbei besonders hervorgehoben wird.

Eine mögliche Erklärung für die geringe Hg-Belastung des *E. lucius* könnte sein, dass dieser bedingt durch die speziellen Wassereigenschaften des Neusiedler Sees eine geringere Hg-Aufnahme und/oder eine höhere Eliminationsrate für Quecksilber aus dem Muskelgewebe aufweist. Eine ausführliche Untersuchung der Elimination von Quecksilber in Fischen ist bei Trudel et al. (1997) zu finden.

Die niedrigste Quecksilberbelastung zeigte der sich von benthonischen Invertebraten und Pflanzenmaterial ernährende *C. gibelio*, die sich hauptsächlich von Algen und den weichen Teilen höherer Pflanzen ernährende *S. erythrophthalmus* bzw. die sich von Pflanzen und Kleintieren ernährende *R. rutilus*.

Hg-Verteilung in Muskel- und Lebergewebe

Vergleicht man die Hg-Werte im Muskel- und Lebergewebe innerhalb einer Fischart lässt sich feststellen, dass der Hg-Gehalt in der Leber geringer ausfiel als im Muskelgewebe. Auffallend hierbei ist wieder der *E. lucius*, da dieser die geringste Differenz zwischen der mittleren Quecksilberkonzentration in Muskel- und Lebergewebe aufwies bzw. im Lebergewebe eine ähnliche Hg-Belastung wie die piscivoren Fischarten zeigte. Ein bemerkenswertes Ergebnis bezüglich der jeweiligen Verteilung von Quecksilber im Muskel- und Lebergewebe ergab eine Untersuchung von Nevado et al. (2011). Die Messung des THg-Gehalts im Leber- und Muskelgewebe der Fischart *C. carpio*, welche jeweils an zwei unterschiedlich stark belasteten Standorten aus dem Tajo (Zentralspanien) entnommen wurden, ergab für den höher belasteten Standort eine Konzentration von 630 ± 543 ng/g TM im Muskelgewebe bzw. 810 ± 85 ng/g TM im Lebergewebe, während am geringer belasteten Standort eine Konzentration von 1057 ± 392 ng/g TM im Muskel bzw. nur 148 ± 108 ng/g TM in der Leber gemessen wurde. Aufgrund dieser unterschiedlichen Verteilung des Quecksilbers in Muskel- und Lebergewebe in Abhängigkeit vom Grad der Kontamination des Gewässers sehen die Autoren in diesem Fall die Theorie bestätigt, dass der Hg-Gehalt in Fischen aus schwach kontaminierten Gewässern im Muskelgewebe höher ausfällt als in den inneren Organen.

Rechtlicher Grenzwert

In der Verordnung (EG) Nr. 1881/2006 vom 19. Dezember 2006 zur Festsetzung der Höchstgehalte für bestimmte Kontaminanten in Lebensmitteln wird für Fischereierzeugnisse und Muskelfleisch von Fischen ein Höchstgehalt für Quecksilber von 0,5 mg/kg FG festgelegt. Zusätzlich fügt diese Verordnung einen weiteren Punkt für Fischarten an (unter anderem auch für den *E. lucius*), für die ein Höchstgehalt von 1 mg/kg Quecksilber im Muskelfleisch gilt. Mit einer im Muskelgewebe eines Exemplars des *L. gibbosus* gemessenen Hg-Konzentration von 0.598 µg/g FG wurde der Höchstgehalt von 0,5 µg/g FG somit einmal überschritten, wobei auch vereinzelte Exemplare der Fischarten *S. lucioperca* und *P. fluviatilis* nur geringfügig unterhalb dieses Grenzwertes lagen.

6. Conclusio

Der für diese Untersuchung durchgeführte Mikrowellenaufschluss sowie die spektroskopische Analyse mittels CV-AA stellten eine einfache und genaue Methode der Quecksilberbestimmung dar.

Die Messungen des Muskel- und Lebergewebes der Fische konnte zeigen, dass in einem Exemplars des *L. gibbosus* die in der EU höchstzulässige Quecksilberkonzentration für Fischerzeugnisse überschritten wurde bzw. einzelne Exemplare der Fischarten *S. lucioperca* und *P. fluviatilis* nur geringfügig unterhalb dieser lagen. In den untersuchten Fischen war allgemein eine höhere Quecksilberkonzentration im Muskelgewebe zu finden, ebenso konnte eine vergleichsweise geringe Quecksilberanreicherung als mögliche Besonderheit des *E. lucius* im Neusiedler See festgestellt werden.

Die im Sediment vorgefundene Quecksilberbelastung liegt im Bereich jener von unbelasteten Gebieten, wobei ein geringer Einfluss durch die Wulka nicht auszuschließen ist. Die standortspezifischen Unterschiede in der Quecksilberbelastung lassen sich vermutlich durch einen Zusammenhang zwischen der Hg-Konzentration und dem organischen Bestandteil erklären.

Die Untersuchung der submersen Wasserpflanzen konnte zeigen, dass diese Quecksilber in relativ hohen Konzentrationen anreichern und keine spezifischen Unterschiede festzustellen sind.

Gegenstand weiterer Untersuchungen könnte der nicht vollständig ausgeschlossene Quecksilbereintrag durch die Wulka sowie eine genaue Stoffwechsel- und ernährungsphysiologische Untersuchung des *E. lucius* bezüglich der Aufnahme von Quecksilber sein.

Literaturverzeichnis

Aigner, G.: Badegewässerprofil. Neusiedler See, Breitenbrunn. Bundesministerium für Gesundheit, Wien, 2011. Download unter: www.bmg.gv.at

Bahlmann, E.: Aufklärung der Kinetik des Boden-Luft-Transfers von Hg anhand ausgewählter Umweltparameter. Dissertation, Lüneburg, 2004.

Beaty, R.; Kerber, J.: Concepts, Instrumentation and Techniques in Atomic Absorption Spectrophotometry. The Perkin-Elmer Corporation, CT, U.S.A., 1993.

BiPRO: Requirements for facilities and acceptance criteria for the disposal of metallic mercury. Final report. European Commission, Brussels, 2010.

Böcker, J.: Spektroskopie: instrumentelle Analytik mit Atom und Molekülspektrometrie. Vogel Buchverlag, Würzburg, 1997.

Braunsteiner, C.: Quecksilber in der Schwechat. Diplomarbeit, Wien, 2010.

Bundesamt für Gesundheit: Quecksilber. Eidgenössisches Departement des Innern EDI, Schweiz, 2009.

Bundesministerium für Gesundheit; Amt der Burgenländischen Landesregierung: Badewasserprofil. Neusiedler See, Breitenbrunn. Wien, 2011.

Bundesamt für Wasserwirtschaft: Natürliche und künstliche Seen Österreichs größer als 50 ha. Stand 2009. Institut für Wassergüte und Institut für Gewässerökologie, Fischereibiologie und Seenkunde, Schriftenreihe des Bundesamtes für Wasserwirtschaft, Band 33, Wien, 2010.

Daunderer, M.: Handbuch der Amalgamvergiftung. Diagnostik, Therapie, Recht. Band 1. Ecomed, Landsberg/Lech, 1992.

Dittman, J. A.; Shanley, J. B.; Driscoll, C. T.; Aiken, G. R.; Chalmers, A. T. Towse, J. E.; Selvendrian, P.: Mercury dynamics in relation to dissolved organic carbon concentration and quality during high flow events in three northeastern U.S. streams. In: Water Resources Research, Vol. 46, W07522, 2010.

Cammann, K.: Instrumentelle Analytische Chemie. Verfahren, Anwendungen und Qualitätssicherung. Spektrum Akademischer Verlag GmbH, Heidelberg/Berlin, 2001.

Chatterjee, M.; Canario, J.; Sarkar, S.K.; Branco, V.; Bhattacharya, A. K.; Satpathy, K.K.: Mercury enrichments in core sediments in Hugli–Matla–Bidyadhari estuarine complex, north-eastern part of the Bay of Bengal and their ecotoxicological significance. In: *Environ Geol* 57, 2009, S.:1125-1134

Clarcson, T. W.: The toxicology of mercury. *Crit Rev Clin Lab Sci.* 34(4), 1997, S.: 369-403. Zit. n.: Balarama Krishna, M. V.; Karunasagar, D.; Arunachalam, J.: Sorption Characteristics of Inorganic, Methyl and Elemental Mercury on Lichens and Mosses: Implication in Biogeochemical Cycling of Mercury. In: *Journal of Atmospheric Chemistry* 49, Kluwer Academic Publishers, Netherlands, 2004, S.: 317-328

Cleary, D; Thornton, I.; Brown, N.; Kazantzis, G.; Delves, T.; Worthington, S.: Mercury in Brazil. *Nature* 369, 1994, S.: 613–614. Zit. n.: Nevado, J. J. B.; Martín-Doimeadios, R. C. R.; Bernardo, F. J. G.; Moreno, M. J.; Ropero, M. J. P.; Serrano, A. de M.: Mercury Speciation in Fish Tissues from a Mediterranean River Basin: The Tagus River (Central Spain) as a Case Study. In: *Arch Environ Contam Toxicol* 61, 2011, S.: 642-652

Craig, P. J.; Jenkins, R. O.: Organometallic compounds in the environment: An overview. In: Hirner, A. V.; Emons, H.: *Organic Metal and Metalloid Species in the Environment. Analysis, Distribution, Processes and Toxicological Evaluation.* Springer-Verlag, Berlin/Heidelberg/New York/Hong Kong/London/Milan/Paris/Tokyo, 2004.

Dekant, W.; Vamvakas, S.: *Toxikologie. Eine Einführung für Chemiker, Biologen und Pharmazeuten*, 2. Auflage, Elsevier GmbH, München, 2005.

Fent, K.: *Ökotoxikologie. Umweltchemie – Toxikologie – Ökologie.* 3. überarbeitete und aktualisierte Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 2007.

Fischer-Nagel, A.: *Neusiedler See. Bedrohtes Naturparadies.* 1. Auflage, Schillinger Verlag GmbH, Freiburg im Breisgau, 1987.

Fitzgerald, W. F; Clarkson, T.: *Environmental Health Perspectives*, Vol. 96, 1991, S.: 159-166. Zit. n.: Mikac, N.; Niessen, B.; Ouddane, B.; Wartel, M.: Speciation of Mercury in Sediments of the Seine Estuary (France). In: *Applied Organometallic Chemistry* 13, 1999, S.: 715-725

Fitzgerald, W. F.; Lamborg, C. H.: Geochemistry of mercury in the environment. In: *Treatise on Geochemistry, Volume 9, Environmental Geochemistry*, ed. B. S. Lollar, Elsevier, New York, 2005, S.:107-148. Zit. n.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: *The Annual Review of Environment and Resources*, 2009.

Fitzgerald, W. F.; Mason, R. P.: Biogeochemical Cycling of Mercury in the Marine Environment. In: Siegel, A.; Siegel, H.: *Metal Ions In Biological Systems*, Volume 34.

Mercury and Its Effects on Environment and Biology, Marcel Dekker INC, New York/Basel/Hong Kong, 1997, S.:53-111

Gabriel, M.C.; Williamson, D.G.: Principal biogeochemical factors affecting the speciation and transport of mercury through the terrestrial environment. In: Environ Geochem Health, 26(4), 2004, S.:421-434. Zit. n.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling Of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

Gerstmeier, R.; Romig, T.: Die Süßwasserfische Europas. 2. überarbeitete Auflage, Franckh-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart, 2003.

Gilmour, C. C.: A preliminary survey of size-specific mercury concentrations in game fish from Maryland fresh and estuarine waters. In: Power Plant Research Program, CB92-003-004, 1999.

Goyer, R. A.; Klaassen, C. D.; Waalkes, M. P.: Metal Toxicology. Academic Press, Inc, San Diego/New York/Boston/London/Dydney/Tokyo/Toronto, 1995.

Hofer, R.; Lackner, R.: Fischtoxikologie. Theorie und Praxis, Gustav Fischer Verlag, Jena, 1995.

Huge, D.H.; Rauschenberger, R.H.; Wieser, C.M.; Hemming, J.M.: A Comparison of Mercury Burdens between St. Marks National Wildlife Refuge and St. Andrew Bay, Florida: Evaluation of Fish Body Burdens and Physiological Responses in Largemouth Bass, Spotted Seatrout, Striped Mullet, and Sunfish. In: U.S. Geological Survey Open-File Report 1056, U.S. Geological Survey, Reston, Virginia 2011.

Kim, K-H.; Hanson, P. J.; Barnett, M. O.; Lindberg, S. E.: Biogeochemistry of Mercury in the Air-Soil-Plant System. In: Siegel, A.; Siegel, H.: Metal Ions In Biological Systems, Volume 34. Mercury and Its Effects on Environment and Biology, Marcel Dekker INC, New York/Basel/Hong Kong, 1997, S.: 185-212

Koenig, O.: Das Buch vom Neusiedlersee. Wollzeilen Verlag, Wien, 1961.

Kruse, R.; Behrens, S.; Sommerfeld, C.; Bartelt, E.: Umweltforschungsplan des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit. Klimawandel bedingte Aufnahme von toxischem Methylquecksilber über den Fischkonsum. Niedersächsisches Landesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit, Institut für Fische und Fischereierzeugnisse, Cuxhaven Bundesinstitut für Risikobewertung, Berlin, 2008.

Kružíková, K.; Dušek, L.; Jarkovský, J.: Long-Term Monitoring of Mercury Content in Fish From the Želivka Reservoir-Syndrom of Newly Filled Reservoir. In: International Journal of Electrochemical Science, 6, 2011, S.: 5956-5967

Lin, C-J.; Pehkonen, S.O.: The chemistry of atmospheric mercury: a review. In: Atmos.

Environ. 33, 1999, S.: 2067-2079. Zit. n.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

Lindberg, S.; Bullock R.; Ebinghaus, R.; Engstrom, D.; Feng, X.; Fitzgerald, B.; Pirrone, N.; Prestbo, E.; Seigneur, C.: Source Attribution of Atmospheric Mercury. Plenary panel presentation at The 8th International Conference on Mercury as a Global Pollutant. Madison, Wisconsin, 2006. Zit. n.: Munthe, J.; Hellsten S.; Zetterberg, T.: Mobilization of Mercury and Methylmercury from Forest Soils after a Severe Storm-Fell Event. In: Ambio Vol. 36, No. 1. Royal Swedish Academy of Sciences, 2007.

Löffler, H.: Der Neusiedlersee. Naturgeschichte eines Steppensees. 1. Auflage, Verlag Fritz Molden, Wien/München/Zürich, 1974.

Löffler, H.; Krachler, R.: Fische als Bioindikatoren für Schwermetallbelastungen der Thaya. 2. Zwischenbericht. Forschungsauftrag des BM f. Wissenschaft und Forschung, GZ 45.152, Wien, 1994.

Mason, R. P.; Sheu, G.-R.: Role of the ocean in the global mercury cycle. In: Glob. Biogeochem. Cycles, Vol. 16, 2002. Zit. N.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

Meili, M.: Mercury in Lakes and Rivers. In: Siegel, A.; Siegel, H.: Metal Ions In Biological Systems, Volume 34. Mercury and Its Effects on Environment and Biology, Marcel Dekker INC, New York/Basel/Hong Kong, 1997, S.:21-51

Muus, B. J.; Dahlström, P.: Süßwasserfische Europas - in Farben abgebildet und beschrieben. Biologie, Fang, wirtschaftliche Bedeutung. Bayerischer Landwirtschaftsverlag, München/Brüssel/Wien, 1968. In: Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie, Volume 54, Issue 4, WILEY-VCH Verlag GmbH & Co., Weinheim, 1969, S.: 636-637. Zit. n.: <http://www.fishbase.org>

Nationalpark Neusiedler See: http://www.nationalpark-neusiedlersee-seewinkel.at/dernationalpark/dernationalpark_main.html; Zugriff am 07.12.2011.

Neusiedler See: <http://www.neusiedlersee.com/de/themen/Natur/steppensee/>; Zugriff am 06.12.2011.

Nevado, J. J. B.; Martín-Doimeadios, R. C. R.; Bernardo, F. J. G.; Moreno, M. J.; Ropero, M. J. P.; Serrano, A. de M.: Mercury Speciation in Fish Tissues from a Mediterranean River Basin: The Tagus River (Central Spain) as a Case Study. In.: Arch Environ Contam Toxicol 61, 2011, S.: 642–652

Otto, M.: Analytische Chemie. 2. vollständig überarbeitete Auflage, Wiley-VCH Verlag, Weinheim/New York/Chichester/Brisbane/Singapore/Toronto, 2003.

Otto, M.; von Mühlendahl, K. E.: Quecksilber-Vergiftung. Webpage: http://www.allum.de/krankheiten/quecksilber_vergiftung.html; Stand: 2011, Zugriff am

07.03.2012.

Pacyna, E.G.; Pacyna, J.M.; Steenhuisen, F.; Wilson, S.: Global anthropogenic mercury emission inventory for 2000. In: Atmospheric Environment 40, 2006, S.: 4048-4063. Zit. n.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

Reisinger, H; Schöller, G.; Müller, B.; Obersteiner, E.: Ressourcenpotenzial und Umweltbelastung der Schwermetalle Cadmium, Blei und Quecksilber in Österreich. Umweltbundesamt GmbH, Wien, 2009.

Riedl, E.: Anorganische Chemie. 4. Auflage, Walter de Gruyter GmbH und Co.KG, Berlin/New York, 1999.

Risher, J.F.: Elemental mercury and inorganic mercury compounds: human health aspects. Concise international chemical assessment document 50. World Health Organization, Geneva, 2003.

Rudd, J. W. M.: Sources of methyl mercury to freshwater ecosystems: A review. In: Water Air and Soil Pollution, Volume 80, Number 1-4, 1995, S.: 697-713. Zit. n.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

Storelli, M. M.; Storelli, A.; Giacomini-Stuffler, R.; Marcotrigiano, G. O.: Mercury speciation in the muscle of two commercially important fish, hake (*Merluccius merluccius*) and striped mullet (*Mullus barbatus*) from the Mediterranean sea: estimated weekly intake. In: Food Chemistry, Volume 89, Issue 2, 2005, S.: 295-300. Zit. n.: Nevado, J. J. B.; Martín-Doimeadios, R. C. R.; Bernardo, F. J. G.; Moreno, M. J.; Ropero, M. J. P.; Serrano, A. de M.: Mercury Speciation in Fish Tissues from a Mediterranean River Basin: The Tagus River (Central Spain) as a Case Study. In: Arch Environ Contam Toxicol 61, 2011, S.: 642-652

Tabatabaie, T.; Ghomi, M. R.; Fazel, A.; F.; Zamani-ahmadmahmoodi, R.: Comparative Study of Mercury Accumulation in Two Fish Species, (*Cyprinus carpio* and *Sander lucioperca*) from Anzali and Gomishan Wetlands in the Southern Coast of the Caspian Sea. In: Bull Environ Contam Toxicol. 87(6), 2011, S.: 674-700

Trudel, M.; Rasmussen, J. B.: Modeling the Elimination of Mercury by Fish. In: Environ. Sci. Technol., 31, 1997, S.: 1716-1722

Ullrich, S. M.; Tanton, T. W.; Abdrashitova, S. A.: Mercury in the aquatic environment: a review of factors affecting methylation. In: Critical Reviews in Environmental Science and

Technology, 31(3), 2001, S.: 241-293. Zit. n.: Nevado, J. J. B.; Martín-Doimeadios, R. C. R.; Bernardo, F. J. G.; Moreno, M. J.; Ropero, M. J. P.; Serrano, A. de M.: Mercury Speciation in Fish Tissues from a Mediterranean River Basin: The Tagus River (Central Spain) as a Case Study. In.: Arch Environ Contam Toxicol 61, 2011, S.: 642-652

Umweltbundesamt: Fact Sheet. Quecksilber (Hg) und Quecksilberverbindungen. 2009.

U.S. EPA: Mercury Study Report to Congress, Volume 6. An Ecological Assessment for Anthropogenic Mercury Emissions in the United States, EPA-452/R-97-008, Office of Air Quality Planning and Standards and Office of Research and Development, U.S. Environmental Protection Agency, Washington, D.C., 1997. Zit. n.: Di Giulio, R. T.; Hinton, D. E.: The Toxicology Of Fishes. CRC Press, Taylor und Francis Group, Boca Raton/London/New York, 2008.

Varekamp, J. C.; Buseck, P. R.: Global mercury flux from volcanic and geothermal sources. In: Applied Geochemistry Volume 1, Issue 1, 1986, S.: 65-73. Zit. n.: Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, 2009.

von Mühlendahl, K. E.: Leitlinien der Gesellschaft für Pädiatrische Allergologie und Umweltmedizin. Quecksilber. In: Pädiatrische Allergologie in Klinik und Praxis. 8. Jg./Nr. 3. Verlag Wurts und Partner Public Relations GmbH, Tutzing, 2005, S.: 30-31

Wiener, J. G.; Spry, D. L.: Toxicological significance of mercury in freshwater fish. In: Environmental Contaminants in Wildlife, Lewis Publishers, 1996, S.: 297-339. Zit. n.: Di Giulio, R. T.; Hinton, D. E.: The Toxicology Of Fishes. CRC Press, Taylor und Francis Group, Boca Raton/London/New York, 2008.

World Health Organization (WHO): International Programme On Chemical Safety. Environmental Health Criteria 118. Inorganic Mercury. World Health Organization, Geneva, 1991.

Wulka: <http://wulka.at/die-wulka/>; Zugriff am 08.12.2011.

Zingsheim, N.: ADR (Alternative Dispute Resolution) nach japanischem Recht unter besonderer Berücksichtigung der Beilegung ziviler Streitigkeiten über Umweltverschmutzung. Dissertation, Bonn, 2003.

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Geschätzter jährlicher Hg-Verbrauch in der EU (2007)	7
Tabelle 2: MAK-Wert, BAT-Wert und PTWI für Quecksilber	9
Tabelle 3: Letale Dosis für wasserlebende Organismen	9
Tabelle 4: Hg-Gehalt des Referenzmaterials, Messwert und resultierende Wiederfindungsrate	37
Tabelle 5: Zusammenfassende Darstellung der allgemeinen Wasserparameter	39
Tabelle 6: Zusammenfassende Darstellung des Hg-Gehalts der Sedimentproben	40
Tabelle 7: Zusammenfassende Darstellung des Hg-Gehalts der Wasserpflanzen	42
Tabelle 8: Totallänge und Hg-Gehalt im Muskel- und Lebergewebe der untersuchten Fische	50
Tabelle 9: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>A. brama</i>	67
Tabelle 10: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>P. fluviatilis</i>	68
Tabelle 11: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>C. gibelio</i>	69
Tabelle 12: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>B. bjoerkna</i>	70
Tabelle 13: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>E. lucius</i>	71
Tabelle 14: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>R. rutilus</i>	72
Tabelle 15: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>S. lucioperca</i>	72
Tabelle 16: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>S. erythrophthalmus</i>	73
Tabelle 17: Einzelmessergebnisse der Fischart <i>L. gibbosus</i>	73
Tabelle 18: Darstellung der Messergebnisse: Sedimentproben „Osten“	74
Tabelle 19: Darstellung der Messergebnisse: Sedimentproben „Norden“	74
Tabelle 20: Darstellung der Messergebnisse: Sedimentproben „Westen“	74
Tabelle 21: Darstellung der Messergebnisse: der Sedimentproben „Wulka“	74
Tabelle 22: Messergebnisse der Wasserpflanze <i>Myriophyllum</i>	75
Tabelle 23: Messergebnisse der Wasserpflanze <i>Potamogeton</i>	75
Tabelle 24: Darstellung der allgemeinen Wasserparameter	76
Tabelle 25: Messwerte des Referenzmaterials DORM-3	76

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Geschätzte Quecksilberdeposition in Österreich im Jahr 2005	8
Abbildung 2: Biogeochemischer Kreislauf von Quecksilber in einem Teich.....	12
Abbildung 3: Geographische Lage des Neusiedler Sees	17
Abbildung 4: Darstellung des Neusiedler Sees und Kennzeichnung der Probennahmestellen.....	19
Abbildung 5: <i>Esox lucius</i> mit einem im Magen gefundenen Beutefisch	23
Abbildung 6: <i>Sander lucioperca</i>	24
Abbildung 7: <i>Perca fluviatilis</i>	25
Abbildung 8: <i>Lepomis gibbosus</i>	26
Abbildung 9: <i>Carassius gibelio</i>	27
Abbildung 10: <i>Blicca bjoerkna</i>	28
Abbildung 11: <i>Abramis brama</i>	29
Abbildung 12: <i>Rutilus rutilus</i>	30
Abbildung 13: <i>Scardinius erythrophthalmus</i>	31
Abbildung 14: Grundelemente eines Spektrometers	33
Abbildung 15: Durchschnittlicher Hg-Gehalt und organischer Bestandteil der Sedimentproben	41
Abbildung 16: Hg-Gehalt der Sedimentproben in Abhängigkeit zum organischen Bestandteil	41
Abbildung 17: Hg-Gehalt des <i>L. gibbosus</i> in Abhängigkeit zur Totallänge.....	43
Abbildung 18: Hg-Gehalt des <i>S. lucioperca</i> in Abhängigkeit zur Totallänge	43
Abbildung 19: Hg-Gehalt des <i>P. fluviatilis</i> in Abhängigkeit zur Totallänge	44
Abbildung 20: Hg-Gehalt des <i>B. bjoerkna</i> in Abhängigkeit zur Totallänge.....	45
Abbildung 21: Hg-Gehalt des <i>A. brama</i> in Abhängigkeit zur Totallänge	45
Abbildung 22: Hg-Gehalt des <i>E. lucius</i> in Abhängigkeit zur Totallänge	46
Abbildung 23: Hg-Gehalt des <i>R. rutilus</i> in Abhängigkeit zur Totallänge.....	47
Abbildung 24: Hg-Gehalt des <i>S. erythrophthalmus</i> in Abhängigkeit zur Totallänge	47
Abbildung 25: Hg-Gehalt des <i>C. gibelio</i> in Abhängigkeit zur Totallänge.....	48
Abbildung 26: Darstellung des Hg-Gehalts im Muskelgewebe der untersuchten Fische	49
Abbildung 27: Darstellung des Hg-Gehalts im Lebergewebe der untersuchten Fische	49

Anhang

Fische

Tabelle 9: Einzelmessergebnisse der Fischart *A. brama*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>A. brama</i> -1 Leber	91,0	22,0	1,0800	15	1	2,580	0,036
Osten	<i>A. brama</i> -1 Muskel	91,0	22,0	1,0046	15	2	2,090	0,062
Osten	<i>A. brama</i> -2 Leber	256,0	27,0	0,8099	15	1	4,030	0,075
Osten	<i>A. brama</i> -2 Muskel	256,0	27,0	0,9405	15	1	12,960	0,207
Westen	<i>A. brama</i> -3 Leber	420,0	35,0	1,0622	15	1	4,230	0,060
Westen	<i>A. brama</i> -3 Muskel	420,0	35,0	1,0133	15	2	4,770	0,141
Westen	<i>A. brama</i> -4 Leber	79,0	18,5	0,5667	15	1	2,280	0,060
Westen	<i>A. brama</i> -4 Muskel	79,0	18,5	1,0336	15	2	5,820	0,169
Westen	<i>A. brama</i> -5 Leber	166,0	25,5	0,9690	15	1	0,580	0,009
Westen	<i>A. brama</i> -5 Muskel	166,0	25,5	1,1111	15	2	1,200	0,032
Westen	<i>A. brama</i> -6 Leber	260,0	27,0	1,0326	15	1	4,890	0,071
Westen	<i>A. brama</i> -6 Muskel	260,0	27,0	0,9461	15	2	6,530	0,207
Westen	<i>A. brama</i> -7 Leber	260,0	31,0	1,1400	15	1	1,680	0,022
Westen	<i>A. brama</i> -7 Muskel	260,0	31,0	1,1269	15	2	2,990	0,079
Westen	<i>A. brama</i> -8 Leber	159,0	24,5	0,7590	20	1	3,420	0,090
Westen	<i>A. brama</i> -8 Muskel	159,0	24,5	0,9623	15	2	8,270	0,258
Westen	<i>A. brama</i> -9 Leber	150,0	25,5	1,0009	15	1	1,020	0,015
Westen	<i>A. brama</i> -9 Muskel	150,0	25,5	0,9945	15	2	2,130	0,064
Westen	<i>A. brama</i> -10 Leber	111,0	23,0	1,0779	15	1	2,430	0,034
Westen	<i>A. brama</i> -10 Muskel	111,0	23,0	0,9511	15	2	3,660	0,115
Westen	<i>A. brama</i> -11 Leber	102,0	20,5	1,0786	15	1	4,750	0,066
Westen	<i>A. brama</i> -11 Muskel	102,0	20,5	1,0092	15	2	7,850	0,233
Westen	<i>A. brama</i> -12 Leber	61,0	18,0	0,7562	15	1	2,100	0,042
Westen	<i>A. brama</i> -12 Muskel	61,0	18,0	1,0373	15	2	4,520	0,131

Tabelle 10: Einzelmessergebnisse der Fischart *P. fluviatilis*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -1 Leber	162,0	21,5	0,7578	20	1	6,290	0,166
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -1 Muskel	162,0	21,5	0,9544	20	2	6,980	0,292
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -2 Muskel	12,1	10,0	1,0888	20	1	9,180	0,169
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -3 Muskel	20,0	12,0	0,9940	20	1	11,620	0,234
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -4 Leber	52,0	16,0	1,1282	20	5	2,230	0,197
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -4 Muskel	52,0	16,0	1,0272	20	5	4,310	0,419
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -5 Leber	51,0	15,5	0,9870	20	5	1,480	0,150
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -5 Muskel	51,0	15,5	0,9966	20	5	4,550	0,457
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -6 Leber	106,0	20,5	0,9627	15	1	9,550	0,149
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -6 Muskel	106,0	20,5	0,9563	15	5	5,290	0,415
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -7 Muskel	21,6	12,5	0,9209	15	5	0,840	0,068
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -8 Muskel	23,5	12,0	0,9333	15	2	4,040	0,130
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -9 Muskel	17,0	11,5	1,0902	15	2	4,330	0,119
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -10 Muskel	20,0	11,5	1,0627	15	2	11,840	0,334
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -11 Leber	85,0	19,5	0,6588	20	2	0,670	0,041
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -11 Muskel	85,0	19,5	0,9348	20	2	1,810	0,078
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -12 Leber	80,0	18,5	0,8438	20	2	2,350	0,111
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -12 Muskel	80,0	18,5	0,9624	20	2	4,680	0,194
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -13 Leber	33,5	14,5	0,2541	15	1	1,640	0,097
Osten	<i>P. fluviatilis</i> -13 Muskel	33,5	14,5	0,9869	15	2	5,320	0,162
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -14 Leber	86,0	19,0	0,8310	15	2	1,020	0,037
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -14 Muskel	86,0	19,0	0,9361	20	2	3,750	0,160
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -15 Leber	83,0	19,0	0,9054	15	2	1,930	0,064
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -15 Muskel	83,0	19,0	0,9935	20	2	2,020	0,081
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -16 Leber	74,0	17,5	0,5850	15	2	1,490	0,076
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -16 Muskel	74,0	17,5	1,0006	20	2	2,920	0,117
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -17 Leber	92,0	20,0	0,9287	15	2	1,120	0,036
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -17 Muskel	92,0	20,0	0,9555	20	2	1,780	0,075
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -18 Leber	38,5	15,0	0,4428	15	2	0,400	0,027
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -18 Muskel	38,5	15,0	0,9996	20	2	1,300	0,052
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -19 Leber	46,0	15,0	0,6044	15	2	0,800	0,040
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -19 Muskel	46,0	15,0	0,9143	20	2	1,690	0,074
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -20 Leber	38,5	15,0	0,4584	15	2	1,420	0,093
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -20 Muskel	38,5	15,0	1,0029	20	2	2,610	0,104
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -21 Leber	36,0	15,0	0,7208	15	2	1,770	0,074
Westen	<i>P. fluviatilis</i> -21 Muskel	36,0	15,0	0,9395	20	2	3,070	0,131

Tabelle 11: Einzelmessergebnisse der Fischart *C. gibelio*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>C. gibelio</i> – 1 Leber	630,0	32,0	0,9763	15	1	3,660	0,056
Osten	<i>C. gibelio</i> – 1 Muskel	630,0	32,0	1,1898	15	1	4,880	0,061
Osten	<i>C. gibelio</i> – 2 Leber	384,0	28,5	1,1355	15	1	4,840	0,064
Osten	<i>C. gibelio</i> – 2 Muskel	384,0	28,5	1,0613	15	1	3,440	0,049
Osten	<i>C. gibelio</i> – 3 Leber	304,0	26,5	0,9234	15	1	1,170	0,019
Osten	<i>C. gibelio</i> – 3 Muskel	304,0	26,5	1,0844	15	1	2,010	0,028
Osten	<i>C. gibelio</i> – 4 Leber	401,0	28,0	1,0167	15	1	2,810	0,041
Osten	<i>C. gibelio</i> – 4 Muskel	401,0	28,0	1,0443	15	1	4,290	0,062
Osten	<i>C. gibelio</i> – 5 Leber	453,0	28,0	0,9437	15	1	2,880	0,046
Osten	<i>C. gibelio</i> – 5 Muskel	453,0	28,0	1,0236	15	1	4,560	0,067
Osten	<i>C. gibelio</i> – 6 Leber	825,0	34,0	1,0536	15	1	4,690	0,067
Osten	<i>C. gibelio</i> – 6 Muskel	825,0	34,0	1,1438	15	1	5,820	0,076
Osten	<i>C. gibelio</i> – 7 Leber	921,0	35,0	0,9594	15	1	4,340	0,068
Osten	<i>C. gibelio</i> – 7 Muskel	921,0	35,0	1,0824	15	1	8,730	0,121
Osten	<i>C. gibelio</i> – 8 Leber	1060,0	40,0	1,0670	15	1	4,390	0,062
Osten	<i>C. gibelio</i> – 8 Muskel	1060,0	40,0	1,1238	15	1	18,230	0,243
Osten	<i>C. gibelio</i> – 9 Muskel	189,0	21,0	0,9959	15	1	1,920	0,029
Osten	<i>C. gibelio</i> – 10 Leber	194,3	21,5	0,8585	15	1	0,560	0,010
Osten	<i>C. gibelio</i> – 10 Muskel	194,3	21,5	0,9623	15	1	0,960	0,015
Osten	<i>C. gibelio</i> – 11 Leber	186,0	22,0	0,9961	15	1	1,480	0,022
Osten	<i>C. gibelio</i> – 11 Muskel	186,0	22,0	0,9652	15	1	0,740	0,011
Osten	<i>C. gibelio</i> – 12 Leber	225,0	23,0	1,0530	15	1	3,230	0,046
Osten	<i>C. gibelio</i> – 12 Muskel	225,0	23,0	1,0417	15	1	4,070	0,059
Osten	<i>C. gibelio</i> – 13 Leber	302,0	26,0	1,0697	15	1	1,920	0,027
Osten	<i>C. gibelio</i> – 13 Muskel	302,0	26,0	1,0530	15	1	4,070	0,058
Osten	<i>C. gibelio</i> – 14 Leber	110,0	18,0	0,2510	15	1	0,470	0,028
Osten	<i>C. gibelio</i> – 14 Muskel	110,0	18,0	0,9931	15	1	1,920	0,029
Osten	<i>C. gibelio</i> – 15 Leber	185,0	22,0	1,0274	15	1	5,970	0,087
Osten	<i>C. gibelio</i> – 15 Muskel	185,0	22,0	1,0894	15	1	1,890	0,026
Osten	<i>C. gibelio</i> – 16 Leber	229,0	22,0	0,9994	15	1	6,860	0,103
Osten	<i>C. gibelio</i> – 16 Muskel	229,0	22,0	0,9624	15	1	4,620	0,072
Osten	<i>C. gibelio</i> – 17 Leber	56,0	15,5	0,7320	20	1	0,770	0,021
Osten	<i>C. gibelio</i> – 17 Muskel	56,0	15,5	1,0112	15	2	0,580	0,017
Osten	<i>C. gibelio</i> – 18 Leber	70,5	16,5	0,6509	20	1	0,910	0,028
Osten	<i>C. gibelio</i> – 18 Muskel	70,5	16,5	1,1073	20	1	2,710	0,049
Westen	<i>C. gibelio</i> – 19 Leber	222,0	23,0	1,0392	15	1	3,090	0,045
Westen	<i>C. gibelio</i> – 19 Muskel	222,0	23,0	1,1291	15	2	2,130	0,057
Westen	<i>C. gibelio</i> – 20 Leber	340,0	27,0	0,9947	15	1	2,860	0,043
Westen	<i>C. gibelio</i> – 20 Muskel	340,0	27,0	1,1875	15	2	1,310	0,033
Westen	<i>C. gibelio</i> – 21 Leber	400,0	28,0	1,0298	20	1	2,020	0,039
Westen	<i>C. gibelio</i> – 21 Muskel	400,0	28,0	0,9954	15	2	2,210	0,067
Westen	<i>C. gibelio</i> – 22 Leber	530,0	30,0	1,1460	20	1	2,970	0,052
Westen	<i>C. gibelio</i> – 22 Muskel	530,0	30,0	1,0108	20	2	5,480	0,217
Westen	<i>C. gibelio</i> – 23 Leber	410,0	29,0	0,9733	15	1	1,780	0,027
Westen	<i>C. gibelio</i> – 23 Muskel	410,0	29,0	1,0505	15	1	7,690	0,110
Westen	<i>C. gibelio</i> – 24 Leber	420,0	29,0	1,1285	15	1	1,620	0,022
Westen	<i>C. gibelio</i> – 24 Muskel	420,0	29,0	1,0822	15	1	2,730	0,038

Tabelle 12: Einzelmessergebnisse der Fischart *B. bjoerkna*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 1 Leber	49,5	17,0	0,7220	15	1	3,150	0,065
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 1 Muskel	49,5	17,0	0,9417	15	2	7,540	0,240
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 2 Leber	53,0	17,0	0,6951	15	1	3,700	0,080
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 2 Muskel	53,0	17,0	0,9962	15	2	5,750	0,173
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 3 Leber	89,0	18,0	0,9741	15	1	4,590	0,071
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 3 Muskel	89,0	18,0	0,9809	15	2	6,600	0,202
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 4 Leber	92,0	18,0	1,0694	15	1	3,270	0,046
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 4 Muskel	92,0	18,0	0,9979	15	2	3,100	0,093
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 5 Leber	62,0	17,0	0,7327	15	1	2,770	0,057
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 5 Muskel	62,0	17,0	1,0396	15	2	4,210	0,122
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 6 Leber	112,0	22,0	1,1127	15	1	4,290	0,058
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 6 Muskel	112,0	22,0	1,0540	15	2	3,350	0,095
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 7 Leber	140,0	23,0	0,9986	15	1	9,620	0,144
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 7 Muskel	140,0	23,0	1,0276	15	2	12,560	0,367
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 8 Leber	198,0	26,0	1,1323	15	1	1,620	0,022
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 8 Muskel	198,0	26,0	1,0121	15	2	4,080	0,121
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 9 Leber	345,0	30,0	1,0100	15	1	5,450	0,081
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 9 Muskel	345,0	30,0	1,0540	15	2	6,930	0,197
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 10 Leber	442,0	33,0	1,0592	15	1	1,690	0,024
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 10 Muskel	442,0	33,0	0,9540	15	1	1,110	0,018
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 11 Leber	214,0	25,0	1,0013	15	1	7,250	0,109
Osten	<i>B. bjoerkna</i> – 11 Muskel	214,0	25,0	1,0575	15	1	17,400	0,247
Westen	<i>B. bjoerkna</i> – 12 Leber	218,0	26,0	0,9846	15	1	3,570	0,054
Westen	<i>B. bjoerkna</i> – 12 Muskel	218,0	26,0	1,0414	15	2	8,100	0,233
Westen	<i>B. bjoerkna</i> – 13 Leber	112,0	22,0	0,9996	15	1	6,650	0,100
Westen	<i>B. bjoerkna</i> – 13 Muskel	112,0	22,0	1,0310	15	2	6,170	0,179
Westen	<i>B. bjoerkna</i> – 14 Leber	224,0	25,0	1,0530	15	1	3,610	0,051
Westen	<i>B. bjoerkna</i> – 14 Muskel	224,0	25,0	1,0532	15	2	8,360	0,238

Tabelle 13: Einzelmessergebnisse der Fischart *E. lucius*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>E. lucius</i> – 1 Leber	304,0	34,0	0,9992	15	1	15,470	0,232
Osten	<i>E. lucius</i> – 1 Muskel	304,0	34,0	1,1130	15	1	5,350	0,072
Osten	<i>E. lucius</i> – 2 Leber	640,0	45,0	1,1399	15	1	10,660	0,140
Osten	<i>E. lucius</i> – 2 Muskel	640,0	45,0	1,0073	15	1	14,740	0,219
Osten	<i>E. lucius</i> – 3 Leber	956,0	49,0	1,0330	15	1	8,780	0,127
Osten	<i>E. lucius</i> – 3 Muskel	956,0	49,0	1,0781	15	1	10,100	0,141
Osten	<i>E. lucius</i> – 4 Leber	645,0	46,0	0,9939	15	1	6,480	0,098
Osten	<i>E. lucius</i> – 4 Muskel	645,0	46,0	1,0323	15	1	4,330	0,063
Osten	<i>E. lucius</i> – 5 Leber	1000,0	52,0	1,0065	15	1	4,980	0,074
Osten	<i>E. lucius</i> – 5 Muskel	1000,0	52,0	1,1527	15	1	10,420	0,136
Westen	<i>E. lucius</i> – 6 Leber	1400,0	58,0	1,0156	15	1	10,430	0,154
Westen	<i>E. lucius</i> – 6 Muskel	1400,0	58,0	1,0194	15	1	15,640	0,230
Westen	<i>E. lucius</i> – 7 Leber	71,0	23,5	0,4772	15	1	2,120	0,067
Westen	<i>E. lucius</i> – 7 Muskel	71,0	23,5	0,9794	15	1	4,770	0,073
Osten	<i>E. lucius</i> – 8 Leber	1255,0	57,0	0,9881	15	1	15,940	0,242
Osten	<i>E. lucius</i> – 8 Muskel	1255,0	57,0	0,9930	15	1	4,090	0,062
Osten	<i>E. lucius</i> – 9 Leber	1045,0	55,0	1,0542	15	1	14,380	0,205
Osten	<i>E. lucius</i> – 9 Muskel	1045,0	55,0	0,9537	15	1	10,540	0,166
Osten	<i>E. lucius</i> – 10 Leber	1185,0	56,0	1,0698	15	1	12,770	0,179
Osten	<i>E. lucius</i> – 10 Muskel	1185,0	56,0	1,0992	15	1	13,030	0,178
Osten	<i>E. lucius</i> – 11 Leber	3345,0	68,0	0,9588	15	1	13,440	0,210
Osten	<i>E. lucius</i> – 11 Muskel	3345,0	68,0	0,9219	15	1	3,660	0,060
Osten	<i>E. lucius</i> – 12 Leber	975,0	56,0	0,9749	15	1	6,400	0,098
Osten	<i>E. lucius</i> – 12 Muskel	975,0	56,0	0,9718	15	1	9,460	0,146
Osten	<i>E. lucius</i> – 13 Leber	1075,0	57,0	0,9757	20	1	4,780	0,098
Osten	<i>E. lucius</i> – 13 Muskel	1075,0	57,0	1,0214	15	1	8,060	0,118
Osten	<i>E. lucius</i> – 14 Leber	1215,0	57,5	0,9939	15	1	14,820	0,224
Osten	<i>E. lucius</i> – 14 Muskel	1215,0	57,5	0,9770	15	1	6,180	0,095
Osten	<i>E. lucius</i> – 15 Leber	1185,0	56,0	1,0418	15	1	7,810	0,112
Osten	<i>E. lucius</i> – 15 Muskel	1185,0	56,0	1,0209	15	2	10,590	0,311
Osten	<i>E. lucius</i> – 16 Leber	605,0	46,0	0,9982	15	1	11,920	0,179
Osten	<i>E. lucius</i> – 16 Muskel	605,0	46,0	0,9405	15	2	12,670	0,404
Osten	<i>E. lucius</i> – 17 Leber	465,0	41,0	0,9551	15	1	4,460	0,070
Osten	<i>E. lucius</i> – 17Muskel	465,0	41,0	0,9890	15	1	7,090	0,108
Osten	<i>E. lucius</i> – 18 Leber	405,0	37,5	1,0393	15	1	4,050	0,058
Osten	<i>E. lucius</i> – 18 Muskel	405,0	37,5	0,9724	15	1	7,950	0,123
Osten	<i>E. lucius</i> – 19 Leber	445,0	41,5	1,0354	15	1	6,010	0,087
Osten	<i>E. lucius</i> – 19 Muskel	445,0	41,5	0,9654	15	1	5,130	0,080
Osten	<i>E. lucius</i> – 20 Leber	335,0	38,0	1,0624	15	1	15,600	0,220
Osten	<i>E. lucius</i> – 20 Muskel	335,0	38,0	1,0180	15	1	2,300	0,034
Westen	<i>E. lucius</i> – 21 Leber	107,0	25,5	0,8431	15	1	3,140	0,056
Westen	<i>E. lucius</i> – 21 Muskel	107,0	25,5	0,8740	20	1	2,610	0,060
Westen	<i>E. lucius</i> – 22 Leber	166,0	30,5	1,0708	15	1	4,370	0,061
Westen	<i>E. lucius</i> – 22 Muskel	166,0	30,5	0,8402	15	1	10,390	0,186
Westen	<i>E. lucius</i> – 23 Leber	199,0	33,0	1,0573	15	1	5,670	0,080
Westen	<i>E. lucius</i> – 23 Muskel	199,0	33,0	1,0315	15	1	6,850	0,100
Westen	<i>E. lucius</i> – 24 Leber	217,0	32,5	0,8488	15	1	3,900	0,069
Westen	<i>E. lucius</i> – 24 Muskel	217,0	32,5	0,9048	15	1	6,950	0,115
Westen	<i>E. lucius</i> – 25 Leber	184,0	31,5	0,9850	15	1	2,290	0,035
Westen	<i>E. lucius</i> – 25 Muskel	184,0	31,5	1,1572	20	1	5,290	0,091

Tabelle 14: Einzelmessergebnisse der Fischart *R. rutilus*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Westen	<i>R. rutilus</i> - 1 Leber	101,0	21,0	1,0585	15	1	1,660	0,024
Westen	<i>R. rutilus</i> - 1 Muskel	101,0	21,0	1,1583	15	1	4,220	0,055
Westen	<i>R. rutilus</i> - 2 Leber	188,0	24,0	0,9931	15	1	2,620	0,040
Westen	<i>R. rutilus</i> - 2 Muskel	188,0	24,0	1,1298	15	1	4,520	0,060
Westen	<i>R. rutilus</i> - 3 Leber	82,5	19,0	0,6035	15	1	1,490	0,037
Westen	<i>R. rutilus</i> - 3 Muskel	82,5	19,0	1,0374	15	1	7,410	0,107
Westen	<i>R. rutilus</i> - 4 Leber	169,0	23,0	1,1478	15	1	8,050	0,105
Westen	<i>R. rutilus</i> - 4 Muskel	169,0	23,0	1,0121	15	1	3,450	0,051
Westen	<i>R. rutilus</i> - 5 Leber	85,0	19,0	1,0514	15	1	3,330	0,048
Westen	<i>R. rutilus</i> - 5 Muskel	85,0	19,0	1,0382	15	1	3,990	0,058
Westen	<i>R. rutilus</i> - 6 Leber	124,0	21,5	0,8623	15	1	1,010	0,017
Westen	<i>R. rutilus</i> - 6 Muskel	124,0	21,5	1,0708	15	1	3,760	0,053
Westen	<i>R. rutilus</i> - 7 Leber	113,0	21,0	1,0503	15	1	4,930	0,070
Westen	<i>R. rutilus</i> - 7 Muskel	113,0	21,0	1,1028	15	1	6,500	0,088
Westen	<i>R. rutilus</i> - 8 Leber	89,0	19,0	1,0112	15	1	9,650	0,143
Westen	<i>R. rutilus</i> - 8 Muskel	89,0	19,0	1,0252	15	1	8,390	0,123
Westen	<i>R. rutilus</i> - 9 Leber	126,0	21,5	0,5846	15	1	1,220	0,031
Westen	<i>R. rutilus</i> - 9 Muskel	126,0	21,5	1,0491	15	1	10,770	0,154
Westen	<i>R. rutilus</i> - 10 Leber	93,0	19,0	1,1288	20	1	1,440	0,026
Westen	<i>R. rutilus</i> - 10 Muskel	93,0	19,0	1,0270	20	1	4,470	0,087
Westen	<i>R. rutilus</i> - 11 Leber	67,0	17,5	1,0031	15	1	8,990	0,135
Westen	<i>R. rutilus</i> - 11 Muskel	67,0	17,5	1,0128	20	1	4,430	0,087

Tabelle 15: Einzelmessergebnisse der Fischart *S. lucioperca*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 1 Leber	1350	53,0	1,0388	15	1	8,940	0,129
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 1 Muskel	1350	53,0	1,0013	15	1	20,920	0,313
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 2 Leber	1500	49,5	1,0992	15	1	7,140	0,097
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 2 Muskel	1500	49,5	1,0013	15	1	8,960	0,134
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 3 Leber	1000	49,5	1,1780	15	1	9,440	0,120
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 3 Muskel	1000	49,5	0,9852	15	1	25,070	0,382
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 4 Leber	1420	54,5	1,0344	15	1	17,000	0,247
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 4 Muskel	1420	54,5	1,0274	20	1	25,050	0,488
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 5 Leber	765	47,0	0,9778	20	2	8,350	0,342
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 5 Muskel	765	47,0	1,1312	20	2	3,400	0,120
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 6 Leber	1405	55,5	1,0456	15	1	6,850	0,098
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 6 Muskel	1405	55,5	0,9103	20	1	9,920	0,218
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 7 Leber	1795	58,0	0,8942	15	1	5,240	0,088
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 7 Muskel	1795	58,0	0,9344	20	1	5,120	0,109
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 8 Leber	845	47,5	0,9564	15	1	3,760	0,059
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 8 Muskel	845	47,5	1,0188	20	1	2,570	0,050
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 9 Leber	545	41,0	0,8965	15	1	9,810	0,164
Osten	<i>S. lucioperca</i> - 9 Muskel	545	41,0	0,9873	20	1	1,470	0,030

Tabelle 16: Einzelmessergebnisse der Fischart *S. erythrophthalmus*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 1 Leber	295,0	25,0	0,6682	15	1	0,920	0,021
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 1 Muskel	295,0	25,0	1,0585	15	1	5,670	0,080
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 2 Leber	220,0	28,0	0,9582	20	1	1,030	0,021
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 2 Muskel	220,0	28,0	0,9585	20	1	4,290	0,090
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 3 Leber	253,0	27,0	0,9823	15	1	1,680	0,026
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 3 Muskel	253,0	27,0	1,1051	15	1	5,040	0,068
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 4 Muskel	47,0	16,0	0,7780	15	1	1,750	0,034
Osten	<i>S. erythrophthalmus</i> – 4 Leber	47,0	16,0	1,0320	15	1	5,430	0,079

Tabelle 17: Einzelmessergebnisse der Fischart *L. gibbosus*

Standort	Probenbezeichnung	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Verd. Faktor	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 1 Leber	19,90	10,0	0,2472	15	1	0,390	0,023
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 2 Leber	48,00	13,0	0,3907	15	1	2,890	0,111
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 2 Muskel	48,00	13,0	0,9578	15	5	1,910	0,149
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 3 Leber	43,50	12,5	0,9024	15	1	7,450	0,124
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 3 Muskel	43,50	12,5	1,0136	15	5	3,390	0,251
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 4 Leber	50,00	13,0	0,8227	15	1	6,660	0,121
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 4 Muskel	50,00	13,0	0,9677	15	5	3,450	0,267
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 5 Leber	44,00	12,0	0,8107	15	1	13,710	0,254
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 5 Muskel	44,00	12,0	1,0541	15	5	6,190	0,440
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 6 Leber	54,00	13,5	0,6257	20	1	1,870	0,060
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 6 Muskel	54,00	13,5	0,9362	20	5	1,110	0,119
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 7 Leber	62,50	14,0	0,7119	20	1	4,520	0,127
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 7 Muskel	62,50	14,0	1,0689	20	5	2,920	0,273
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 8 Leber	28,00	11,0	0,1531	15	1	1,350	0,132
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 8 Muskel	28,00	11,0	1,0163	15	2	5,020	0,148
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 9 Leber	27,90	11,0	0,3392	15	1	1,500	0,066
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 9 Muskel	27,90	11,0	0,9766	15	2	3,660	0,112
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 10 Leber	43,90	12,5	0,7905	15	1	8,890	0,169
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 10 Muskel	43,90	12,5	1,0013	15	2	8,360	0,251
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 11 Leber	43,60	13,0	0,4142	15	1	3,690	0,134
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 11 Muskel	43,60	13,0	0,9769	15	2	7,250	0,223
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 12 Leber	39,00	12,5	0,3083	15	1	2,530	0,123
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 12 Muskel	39,00	12,5	1,0507	15	2	8,440	0,241
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 13 Leber	47,40	12,5	0,7648	15	1	7,420	0,145
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 13 Muskel	47,40	12,5	0,9837	15	2	10,160	0,310
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 14 Leber	50,90	13,0	0,5616	15	1	4,320	0,115
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 14 Muskel	50,90	13,0	0,9864	20	2	5,420	0,220
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 15 Leber	41,00	14,5	1,0983	20	2	4,770	0,174
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 15 Muskel	41,00	14,5	1,2008	20	10	3,590	0,598
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 16 Leber	56,60	14,0	0,3735	15	1	1,700	0,068
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 16 Muskel	56,60	14,0	1,0201	15	2	3,420	0,101
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 17 Leber	57,70	15,5	0,5325	15	1	4,460	0,126
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 17 Muskel	57,70	15,5	1,0300	15	2	10,690	0,311
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 18 Leber	69,80	15,0	0,6616	20	1	3,910	0,118
Osten	<i>L. gibbosus</i> – 18 Muskel	69,80	15,0	1,0118	15	2	9,690	0,287

Sediment

Tabelle 18: Darstellung der Messergebnisse: Sedimentproben „Osten“

Proben-bezeichnung	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Organischer Bestandteil in TM	% org. in TM	Einwaage FG (g)	TM f. Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Sed-1-O	5,061	2,4	47,4215	0,217	9,0417	4,9930	2,368	0,214	15	6,6000	0,042
Sed-2-O	5,0914	2,1346	41,9256	0,235	11,009	4,9800	2,088	0,230	15	7,2400	0,052
Sed-3-O	4,2471	0,8731	20,5563	0,0693	7,9411	2,6600	0,546	0,043	15	2,0295	0,056
Sed-4-O	4,4197	2,2788	51,559	0,1513	6,6387	2,4738	1,275	0,085	15	4,5494	0,054
Sed-5-O	4,0594	1,2943	31,8832	0,1207	9,3265	2,4000	0,764	0,071	15	3,3802	0,066
Sed-6-O	2,5772	0,8057	31,2628	0,0751	9,3247	2,7241	0,852	0,079	15	3,1312	0,055
Sed-7-O	6,2605	4,8789	77,9319	0,0528	1,0826	2,8100	2,194	0,024	15	1,5683	0,011
Sed-8-O	4,3668	3,1432	71,9777	0,0521	1,6592	3,0624	2,204	0,037	15	2,1046	0,014
Sed-9-O	5,034	2,3318	46,321	0,2034	8,7237	5,2100	2,411	0,210	15	9,0240	0,056
Sed-10-O	2,7283	1,9503	71,4841	0,0606	3,1077	2,4100	1,721	0,053	15	2,6434	0,023
Sed-11-O	2,7102	1,9514	72,0046	0,0468	2,3998	2,0400	1,469	0,035	15	2,2638	0,023

Tabelle 19: Darstellung der Messergebnisse: Sedimentproben „Norden“

Proben-bezeichnung	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Organischer Bestandteil in TM	% org. in TM	Einwaage FG (g)	TM f. Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Sed-1-N	2,9448	0,9082	30,8411	0,0914	10,065	2,0937	0,646	0,065	15	2,3531	0,055
Sed-2-N	2,5402	0,7577	29,8275	0,0944	12,463	2,0700	0,619	0,077	15	2,3442	0,057
Sed-3-N	1,6855	0,5621	33,3474	0,0722	12,851	1,9800	0,661	0,085	15	2,3304	0,053
Sed-4-N	1,5399	0,5484	35,6132	0,0689	12,558	2,1100	0,751	0,094	15	2,6479	0,053
Sed-5-N	5,7859	1,6109	27,8412	0,1523	9,4559	2,1600	0,601	0,057	15	2,5618	0,064
Sed-6-N	5,9581	1,652	27,7274	0,1773	10,734	2,1257	0,589	0,063	15	2,7394	0,070
Sed-7-N	4,2425	1,228	28,9456	0,1465	11,928	2,2600	0,655	0,078	15	2,8276	0,065
Sed-8-N	3,5189	1,1073	31,4677	0,1278	11,542	1,9911	0,627	0,072	15	2,6291	0,063
Sed-9-N	5,5402	1,3084	23,6162	0,1571	12,007	2,2500	0,531	0,064	15	2,4120	0,068
Sed-10-N	3,3345	0,8294	24,8747	0,0966	11,651	2,0155	0,501	0,058	15	2,2646	0,068
Sed-11-N	4,2158	1,1734	27,8336	0,1045	8,9074	2,0800	0,578	0,051	15	2,7428	0,071
Sed-12-N	5,2197	1,6471	31,5551	0,1447	8,7853	2,1392	0,675	0,059	15	3,0693	0,068

Tabelle 20: Darstellung der Messergebnisse: Sedimentproben „Westen“

Proben-bezeichnung	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Organischer Bestandteil in TM	% org. in TM	Einwaage FG (g)	TM f. Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Sed-1-W	2,5679	0,5649	21,9999	0,0734	12,998	2,4400	0,537	0,070	15	2,0219	0,056
Sed-2-W	1,6981	0,4902	28,8674	0,0611	12,458	2,4840	0,717	0,089	15	3,1942	0,067
Sed-3-W	3,7613	1,2946	34,4192	0,1611	12,447	2,1882	0,753	0,094	15	5,6832	0,113
Sed-4-W	2,4462	0,6556	26,8025	0,0821	12,524	2,1300	0,572	0,072	15	3,9187	0,103

Tabelle 21: Darstellung der Messergebnisse: der Sedimentproben „Wulka“

Proben-bezeichnung	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Organischer Bestandteil in TM	% org. in TM	Einwaage FG (g)	TM f. Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/gTM)
Sed-1-WF	3,0581	1,0635	34,7779	0,1329	12,491	2,8000	0,974	0,122	15	4,8714	0,075
Sed-2-WF	3,3543	1,5678	46,7387	0,1543	9,8421	2,0970	0,98	0,096	15	4,2260	0,065
Sed-3-WF	1,4377	0,3061	21,2907	0,0642	20,968	1,8900	0,403	0,084	15	2,3766	0,088
Sed-4-WF	4,3521	1,0319	23,7097	0,1926	18,664	2,0937	0,496	0,093	15	3,0299	0,092

Wasserpflanzen

Tabelle 22: Messergebnisse der Wasserpflanze *Myriophyllum*

Standort	Proben- bezeichnung	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage f Aufschluss FG (g)	Berechnete TM f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Osten	M-O-1	4,1810	0,6630	15,86	2,9506	0,4679	15	7,090	0,227
Osten	M-O-2	3,5000	0,5195	14,84	2,9347	0,4356	15	13,600	0,468
Osten	M-O-3	3,4700	0,4280	12,33	3,3314	0,4109	15	8,160	0,298
Osten	M-O-3	2,2954	0,4100	17,86	1,9649	0,3510	15	10,540	0,450
Osten	M-O-4	1,5367	0,3799	24,72	1,7119	0,4232	15	6,370	0,226
Osten	M-O-5	0,7967	0,2248	28,22	1,4720	0,4154	15	10,770	0,389
Osten	M-O-6	0,9130	0,1948	21,34	1,1330	0,2418	15	3,910	0,242
Norden	M-N-1	2,2616	0,3581	15,83	1,8219	0,2885	15	5,820	0,303
Norden	M-N-2	2,7959	0,4727	16,91	2,1899	0,3702	15	7,300	0,296
Norden	M-N-3	2,3842	0,3419	14,34	2,9677	0,4256	15	7,010	0,247
Norden	M-N-4	2,0978	0,3399	16,20	2,9413	0,4765	15	4,660	0,147
Norden	M-N-5	2,1490	0,2947	13,71	2,8434	0,3900	15	3,510	0,135

Tabelle 23: Messergebnisse der Wasserpflanze *Potamogeton*

Standort	Proben- bezeichnung	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage f Aufschluss FG (g)	Berechnete TM f. Aufschluss (g)	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Norden	P-N-1	3,9390	0,6272	15,92	2,2650	0,3606	20	5,710	0,317
Norden	P-N-2	2,4646	0,4870	19,76	1,8530	0,3661	15	10,630	0,435
Norden	P-N-3	4,3792	0,6526	14,90	1,9022	0,2835	15	9,060	0,479
Norden	P-N-4	3,4931	0,3730	10,68	3,1665	0,3381	15	1,990	0,088
Norden	P-N-5	2,1870	0,3372	15,42	2,9877	0,4606	15	6,030	0,196
Norden	P-N-6	1,9811	0,3574	18,04	3,1620	0,5705	15	3,440	0,090
Norden	P-N-7	2,9209	0,5054	17,30	3,1356	0,5426	15	3,920	0,108
Osten	P-O-1	3,5000	0,6144	17,55	2,8449	0,4994	15	3,250	0,098

Allgemeine Wasserparameter

Tabelle 24: Darstellung der allgemeinen Wasserparameter

Standort	Proben-bezeichnung	Temperatur (°C)	Leitfähigkeit (mS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	Natrium (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
Osten	Wasser-O-1	20,8	1,770	8,8	15,8	150,70	23,35	28,40	80,55
Osten	Wasser-O-2	21,6	1,740	8,8	16,4	152,50	24,00	29,25	81,25
Osten	Wasser-O-3	24,2	1,834	9,0	35,9	207,45	29,00	18,80	117,95
Osten	Wasser-O-4	24,2	1,830	9,0	26,6	202,06	26,30	17,56	107,23
Norden	Wasser-N-1	24,3	1,730	8,9	16,6	191,13	23,80	23,72	102,26
Norden	Wasser-N-2	24,3	1,730	8,9	16,9	180,63	24,00	23,54	102,79
Norden	Wasser-N-3	24,6	1,740	8,9	17,5	180,35	23,80	23,17	100,85
Norden	Wasser-N-4	24,4	1,750	8,9	17,9	181,13	23,80	22,88	106,82
Norden	Wasser-N-5	22,2	1,845	8,9	24,7	240,72	26,80	20,24	111,31
Norden	Wasser-N-6	22,4	1,848	9,0	24,0	241,29	26,40	19,69	109,91
Norden	Wasser-N-7	22,5	1,868	9,0	23,5	243,53	26,40	19,01	92,44
Norden	Wasser-N-8	22,6	1,851	9,0	22,9	246,15	27,10	17,51	108,57
Westen	Wasser-W-1	25,5	1,330	8,7	11,9	48,42	14,50	33,09	71,86
Westen	Wasser-W-2	17,0	1,540	8,8	23,7				82,51
Wulka	Wasser-WF-1	18,6	0,882	7,5	8,9	32,1	6,20	67,91	44,88
Wulka	Wasser-WF-2	14,2	0,999	7,4	20,2				50,86

Referenzmaterial

Tabelle 25: Messwerte des Referenzmaterials DORM-3

Proben-bezeichnung	Einwaage (g)	Volumen (mL)	Messwert	Gehalt (µg/gTM)
DORM-3-1	0,2054	20	4,68	0,456
DORM-3-2	0,2090	20	4,23	0,405
DORM-3-3	0,2006	20	4,13	0,412
DORM-3-4	0,2078	20	4,37	0,421
DORM-3-5	0,2021	15	5,72	0,424
DORM-3-6	0,1950	15	5,67	0,436
DORM-3-7	0,2119	15	6,55	0,463
DORM-3-8	0,1995	15	5,68	0,427
DORM-3-9	0,2262	15	6,46	0,428
DORM-3-10	0,1976	15	5,73	0,435
DORM-3-11	0,2029	15	5,79	0,428

Lebenslauf

Name: Pirker
Vorname: Daniel
Geburtsdatum: 06.07.1984
Geburtsort: Guatemala

Schulbildung:

1991 – 1996 Waldorfschule, Klagenfurt

1996 – 2004 Ingeborg Bachmann Gymnasium, Klagenfurt
Abschluss durch Reifezeugnis

Studium:

2004 Beginn des Lehramtsstudium Chemie/Philosophie/Psychologie
an der Universität Wien

Berufliche Erfahrungen:

2000 – 2004, August Reiseführer im Stift Viktring (Klagenfurt)

2005 – 2011 Mitarbeit beim Beachvolleyball Grand Slam Klagenfurt

2006, Juli/August Praktikant der Firma Geo Bohr

2009, SoSe/
2010, WiSe Tätigkeit als Tutor an der Fakultät für Chemie,
Universität Wien

Danksagung

Für die Unterstützung und Ermöglichung meines Studiums und meiner Diplomarbeit möchte ich mich bei folgenden Personen herzlich bedanken:

- Frau Ao. Univ.-Prof. Dr. Mag. Regina Krachler, für die Annahme des Diplomarbeit-Themas und der Unterstützung bei der praktischen Arbeit,
- Herrn Mag. Dr. Franz Jirsa, der mich sowohl vor, während und nach der gesamten Diplomarbeit mit überaus großem und persönlichen Engagement maßgeblich unterstützte,
- Univ.-Prof. Alois Herzig, für die Bewilligung der Probennahme und Bereitstellung des örtlichen Equipments,
- meinen Eltern Sigrid und Jürgen Pirker, die mir mein Studium und darüber hinaus noch vieles mehr ermöglichten,
- meiner Freundin Michaela Wucherer, die mir nicht nur während des gesamten Studiums eine außerordentlich große Stütze war,
- Richard Haider, Mag. Markus Gruber, Dr. Michael Schabuss und Mag. Horst Zornig, für die Hilfe bei der Bootsführung und dem Fischfang;