



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

Quecksilber im Wienfluss

verfasst von

Daniel Seethaler

angestrebter akademischer Grad

Magister der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, 2013

Studienkennzahl lt. Studienblatt:

A 190 423 456

Studienrichtung lt. Studienblatt:

Lehramt Chemie

Betreut von:

O. Univ.-Prof. DDr. Bernhard K. Keppler

Inhaltsverzeichnis

Kurzfassung.....	3
Abstract.....	5
1. Einleitung	7
1.1. Quecksilber in der Umwelt.....	7
1.2. Physikalische und Chemische Eigenschaften.....	8
1.3. Allgemeine Informationen.....	9
1.3.1. Gewinnung und Vorkommen.....	9
1.3.2. Emissionen.....	9
1.3.3. Verwendung	11
1.4. Biogeochemischer Kreislauf von Quecksilber.....	12
1.4.1. Quecksilber in verschiedenen Kompartimenten.....	12
1.4.2. Methylierung von Quecksilber.....	14
1.5 Toxizität von Quecksilber – Humantoxikologische Wirkung	15
1.5.1. Dampfförmiges/Metallisches Quecksilber	16
1.5.2. Anorganisches Quecksilber	17
1.5.3. Organisches Quecksilber	17
1.5.4. Exposition und Grenzwerte	18
1.6. Ökotoxikologie.....	20
1.7. Fische und Quecksilber.....	20
1.7.1. Aufnahme und Speicherung von Quecksilber	21
1.7.2. Toxikologie.....	21
1.8. Motivation und Zielsetzung der Arbeit	22
2. Materialien und Methoden.....	23
2.1. Das Untersuchungsgebiet - Der Wienfluss.....	23
2.2. Probenentnahmestellen.....	25
2.2.1. Beschreibung der einzelnen Probenentnahmestellen.....	25
2.3. Probenentnahme	29
2.3.1. Allgemeine Wasserparameter.....	30
2.3.2. Quecksilbermessung.....	30
2.4. Probenbearbeitung im Labor – Lagerung und Vorbereitung	31
2.4.1. Allgemeine Wasserparameter – Kationen-, DOC- und DN-Bestimmung.....	31
2.4.2. Quecksilbermessung.....	31
2.4.3. Mikrowellenaufschluss	32

2.5. Beschreibung der untersuchten Fischarten.....	33
2.5.1. <i>Perca fluviatilis</i> – Der Flussbarsch.....	33
2.5.2. <i>Squalius cephalus</i> – Der Aitel	34
2.6. Chemische Analyse	35
2.6.1. Grundlagen der AAS.....	35
2.6.2. Flammen – AAS.....	38
2.6.3. Kaltdampf - AAS	40
2.6.4. DOC - Messung.....	43
2.7. Statistische Analyse.....	44
3. Ergebnisse	45
3.1. Allgemeine Wasserparameter.....	45
3.2. Flammen-AAS	46
3.3. Quecksilbergehalt in den verschiedenen Kompartimenten	46
3.3.1. Wasser.....	46
3.3.2. Sediment	46
3.3.3. Biofilm.....	49
3.3.4. Moose	51
3.3.5. Fische.....	52
4. Diskussion	56
4.1. Wasser.....	56
4.2. Sediment	57
4.3. Biofilm.....	58
4.4. Moose und Wasserpflanzen	59
4.5. Fische.....	60
5. Conclusio	62
Literaturverzeichnis.....	63
Abbildungsverzeichnis	70
Tabellenverzeichnis	71
Anhang.....	73
Danksagung	93
Lebenslauf	94

Kurzfassung

Quecksilber ist ein ubiquitär vorkommendes Element und in jedem Kompartiment zu finden. Durch die zunehmende anthropogene Freisetzung und den komplexen biogeochemischen Kreislauf wird Quecksilber als globales Umweltproblem gesehen. Die Bildung von organometallischen Verbindungen steht besonders im Interesse human- und ökotoxikologischer Untersuchungen, da diese im aquatischen Milieu durch mikrobielle Prozesse stattfindende Biomethylierung zur Akkumulation in der Nahrungskette und zur Erhöhung der Toxizität führt.

Die Europäische Union listet Quecksilber in der Wasserrahmenrichtlinie, mit der Zielsetzung europäische Oberflächengewässer in einen guten chemischen und ökologischen Zustand zu bringen, konsequenterweise als prioritären Stoff. In Erhebungen des Österreichischen Umweltbundesamtes (2004) wird der Wienfluss als belastet mit Quecksilber ausgewiesen. Daher war eine genauere und aktuellere Untersuchung des Flusses von großem Interesse. Hierfür wurde der Quecksilbergehalt in verschiedenen Kompartimenten (filtriertes Wasser, oberflächliches Sediment, Moose, Biofilm und Fische) von 7 verschiedenen Standorten des Wienflusses, die über seine gesamte Länge aufgeteilt waren, im Zeitraum von Mai bis Oktober 2012 analysiert. Die Methode der Wahl war ein Mikrowellenaufschluss mit Salpetersäure und die anschließende spektroskopischer Analyse mittels Kaltdampf – Atom – Absorptions - Spektrometrie (CV-AAS).

Mit Ausnahme des Kompartiments „filtriertes Wasser“ konnte an jedem Probenentnahmestandort und in jedem Kompartiment Quecksilber gefunden werden (Nachweisgrenze: 0,1 µg/L). Die Ergebnisse zeigen sowohl in den oberflächlichen Sedimentproben als auch in den Biofilmproben einen deutlichen Unterschied in der Quecksilberbelastung im Oberlauf gegenüber dem Unterlauf des Flusses auf. Während der Oberlauf des Flusses bis ins städtische Gebiet bei Hietzing relativ geringe Konzentrationen in diesen beiden Kompartimenten aufweist, ist der Unterlauf und hier besonders bei der Probenentnahmestelle beim Stadtpark stark belastet. Verdeutlicht wird dies durch Medianwerte des Hg-Gehalts im Sediment (n=19) von 2,87 µg/g TM sowie im Biofilm (n=12) von 0,516 µg/g TM. Beiden Kompartimenten ist gemein, dass vereinzelte, extrem hohe Konzentrationen während den Messungen gefunden werden konnten (maximal 41,395 µg/g TM im Sediment und 46,639 µg/g TM im Biofilm).

Die relativ geringe Belastung des Oberlaufes, die der natürlichen Hintergrundbelastung entspricht, wurde auch durch die Ergebnisse der Analysen der Fische bestätigt. Bei einer einmaligen Probenentnahme wurden Fische der Art *Squalius cephalus* (n=9) und *Perca fluviatilis* (n=3) im Oberlauf entnommen. Allen Fischproben war gemein, dass die Quecksilberkonzentrationen mit der Totallänge zunahmen und gleichzeitig nie über 0,1 µg/g FG waren. Der Hg-Gehalt des *S. cephalus* im Muskelgewebe ($0,063 \pm 0,018$ µg/g FG) war dabei wesentlich höher als jener im Lebergewebe ($0,021 \pm 0,007$ µg/g FG), was einerseits literaturkonform ist und andererseits ebenfalls eine Hintergrundbelastung der Fische anzeigt. Die EU legt als maximal tolerierte Konzentration in Fischen, die zum Verzehr von Menschen bestimmt sind, 0,5 respektive 1 µg/g FG (für fettreiche) Fische fest.

Die Analyse der submersen Moosproben der Art *Fontinalis antipyretica* (n=24), die nur im Oberlauf des Flusses gefunden werden konnte, ergab im Vergleich zu anderen Kompartimenten eine stark erhöhte Anreicherung von Quecksilber. Diese Ergebnisse stellen ein Novum dar, wobei submerse Moose bis dato sehr wenig untersucht worden sind.

Insgesamt zeigen die Ergebnisse eine geringe Belastung mit Hg im Großteil des Flusslaufes, die auf die allgegenwertige nasse oder trockene atmosphärische Deposition von Quecksilber zurückzuführen ist. Die starke Belastung des Flusses im Unterlauf bzw. vor dem Einlauf in den Donaukanal geht höchstwahrscheinlich auf anthropogene Ursachen in Form von Hg-Abfällen zurück. Weitere Untersuchungen sind notwendig, um eine genauere Beschreibung über die Ursachen und Quellen der Belastung sowie mögliche Auswirkungen auf Fischpopulationen im Donaukanal tätigen zu können.

Abstract

Mercury is an ubiquitous and natural occurring element. In consequence of the increasing and ongoing anthropogenic disposal and the complex biogeochemical cycle mercury has to be seen as a global environmental problem. The formation of organometallic compounds via microbial processes in aquatic systems is a severe matter of human and ecotoxicological concern, due to the fact, that this biomethylation leads to accumulation of Hg in the food chain and a rise in toxicity.

The European Union lists mercury as a priority substance in the EU Water Framework Directive, which aims to achieve good chemical and ecological condition in all surface water systems. In the latest ascertainment for water quality of the Austrian Umweltbundesamt (2004) the Wienfluss is declared as polluted with mercury. Therefore, a more detailed and current investigation of this river was of great interest. For this purpose the mercury content in different compartments such as water, surface sediment, moss, biofilm and fish was analysed between May and October 2012 from 7 different locations along the whole stretch of the river. The mercury level of each sample was determined by cold vapour atomic absorption spectrometry (CV-AAS) with preceding microwave acid digestion.

The results showed detectable mercury concentration in every compartment except filtered water (limit of detection: 0,1 µg/l). Thereby, the surface sediment and the biofilm samples exhibit different mercury contamination in diverse parts of the river. Whereas the upper section of the river down to the urban part in Hietzing shows relative low concentrations in these compartments, the lower section and especially the Stadtpark appear highly contaminated with mercury. Median values of the mercury content in the sediment (n=19) with 2,87 µg/g dw as well as in the biofilm with 0,516 µg/g dw illustrate this ecological burden. Both ecosystems are highly concentrated in scattered samples.

The relative low contamination found in the upper part of the Wienfluss was confirmed by investigations on fish. In a one-time sampling fish of the species *Squalius cephalus* (n=9) and *Perca fluviatilis* (n=3) from the upper stretch of the river were examined. All fish samples showed a positive correlation of mercury concentration and total length. The mean mercury content of the *S. cephalus* in the muscle tissue was $0,063 \pm 0,018$

µg/g dw and was significantly higher than the concentration in liver tissue, which showed a mean value of $0,021 \pm 0,007$ µg/g dw. Fish samples in the Wienfluss exhibit relative low mercury contents, which can be seen as background levels, and are well comparable to samples from other unpolluted freshwater systems.

The investigation of the submerge moss samples of type *Fontinalis antipyretica* (n=24), which could be found in the upper, more pristine of the river, showed an increased accumulation of mercury in these plants, giving a good example for the high ability for bioaccumulation of mosses.

Altogether, the results reveal a relatively sparsely pollution in most parts of the Wienfluss, which can be seen as background values due to the ubiquitous wet and dry atmospheric deposition of mercury. The heavy contamination in the lower section of the river, right before the mouth into the Donaukanal, is most likely due to anthropogenic reasons in form of the deposition of mercury waste. Further research is necessary to get a more detailed description of the causes and sources of the contamination, as well as to identify possible consequences for fish populations in the Donaukanal.

1. Einleitung

1.1. Quecksilber in der Umwelt

Quecksilber ist ein globaler und ubiquitärer Umweltschadstoff, der sowohl durch natürliche Vorgänge, als auch anthropogen in der Umwelt verteilt wird. Der komplexe biogeochemische Kreislauf den es global durchläuft, führt zu unterschiedlichen chemischen Spezies in der Umwelt. Die häufigsten Formen sind Hg^0 , Hg^{2+} und M-Hg (Methylquecksilber, vor allem CH_3Hg^+) (Schwartzendruber & Jaffe 2012). Diese unterschiedlichen Spezies besitzen auch unterschiedliche chemisch-physikalische Eigenschaften, die Quecksilber zu einem ganz besonderen Umweltschadstoff machen. So besitzt es zum Beispiel den höchsten Dampfdruck aller Metalle, und zeigt daher eine lange Lebenszeit in der Atmosphäre. Als dampfförmiges Hg^0 kann es so über weite Strecken transportiert und in über 1000km Entfernung von der Emissionsquelle abgelagert werden (Johansson et al. 2001).

Die anthropogene Freisetzung von Quecksilber hat seit dem Beginn der Industrialisierung ab ca. 1850 erheblich zugenommen. Das Metall ist seither in ständig größer werdenden Konzentrationen in Luft, Wasser und Boden nachweisbar, wobei dies bewiesenermaßen Auswirkungen auf die gesamte Biosphäre, einschließlich des Menschen, hat (UNEP 2002; BAG 2012).

Großem ökotoxikologischen Interesse kommt dabei der Biomethylierung des Metalls im aquatischen Milieu zu, wodurch es zu einer Erhöhung der Toxizität und gleichzeitig einer Akkumulation in aquatischen und terrestrischen Organismen kommt (Fent 2007, S. 42).

Die Verwendung von Quecksilber steht weltweit immer stärker zur Debatte. Richtlinien oder Verbote führten zu einem Rückgang der Emissionen in Europa. Im Jahr 2013 einigte sich eine Gemeinschaft von 140 Staaten auf ein Abkommen, die so genannte „Minamata Convention of Mercury“, zur Reduzierung des Quecksilbergebrauchs und Minderung der Emissionen. Es ist dies das erste bindende Abkommen und beinhaltet Regeln für die Produktion, Verwendung und Handhabung von quecksilberhaltigen Abfällen. Ein elementarer Bestandteil der Einigung ist das Verbot der Erschließung neuer Minen bei gleichzeitiger Schließung bereits bestehender in längstens 15 Jahren nach Inkrafttreten (<http://www.unep.org>; März 2013).

1.2. Physikalische und Chemische Eigenschaften

Das chemische Symbol von Quecksilber, Hg, leitet sich von seinem lateinischen Namen *hydrargyrum* ab, was übersetzt so viel wie flüssiges Silber bedeutet (Schwartzendruber & Jaffe 2012). Hg ist ein silberweißes, in Wasser schwer lösliches Metall, welches bei -39 °C in der hexagonal-dichtesten Kugelpackung erstarrt und bei 357 °C siedet, womit es das einzige bei Raumtemperatur flüssige Metall ist (Holleman-Wiberg 1976, S. 832). Quecksilber ist geruchlos, nicht brennbar und leicht flüchtig, was sich in einem Sättigungsdampfdruck von 0,0016 mbar bei 20 °C widerspiegelt. Dies entspricht bei 24 °C einer Konzentration von ca. 18 mg/m³ Luft. Die farb- und geruchlosen Dämpfe des Metalls sind sehr giftig (Riedel 2007, S. 760; UNEP 2002, S. 40). Des Weiteren spielt der hohe Dampfdruck des Elements bei der Quecksilberbestimmung mittels Atomabsorptionsspektroskopie eine besondere Rolle (Welz 1997, S. 501).

Quecksilber ist ein edles Metall und ähnelt den Edelmetallen in seinen chemischen Eigenschaften. Es ist unlöslich und beständig gegenüber Salz- und Schwefelsäure sowie löslich in Salpetersäure und Königswasser. Bei der Lösung zahlreicher Metalle in Quecksilber bilden sich Legierungen, sogenannte Amalgame. Eine wichtige Ausnahme dabei bildet Eisen. Dieses löst sich nicht in Quecksilber, was dazu veranlasst, Quecksilber in Eisenbehältern zu lagern (Holleman-Wiberg 1976, S. 832). Die im Vergleich zu den restlichen Metallen schlechte Wärmeleitfähigkeit und der in einem großen Bereich lineare Wärmeausdehnungskoeffizient des Quecksilbers begünstigt die Verwendung von Quecksilber als Thermometersubstanz.

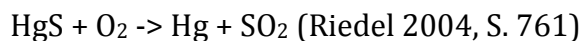
Das Metall koordiniert überwiegend in linearer Anordnung mit der Koordinationszahl zwei (Kaim & Schwederski 2005, S. 347).

Des Weiteren ist zur Löslichkeit von Quecksilber festzuhalten, dass es sich in seiner elementaren Form gut in Lipiden (2,7 mg/L in Pentan) und schlecht in Wasser ($2.9 \cdot 10^{-2}$ mg/L) löst (Risher 2003, S. 5). Die Löslichkeit von Quecksilberverbindungen unterscheidet sich davon sehr stark. Während die Löslichkeit von HgS in Wasser niedriger ist, besitzen HgO und HgCl₂ eine deutlich bessere Löslichkeit (Bipro 2010, S. 44).

1.3. Allgemeine Informationen

1.3.1. Gewinnung und Vorkommen

Quecksilber zählt mit einem durchschnittlichen Gehalt von 50 µg/kg in der Erdkruste zu den seltenen Elementen dieser (Umweltbundesamt 2009). Zur Gewinnung des Metalls eignet sich das Quecksilbermineral Zinnober (HgS), welches in Lagerstätten abgebaut wird. Durch Rösten des Minerals entweicht dampfförmiges Quecksilber gemäß nachfolgender Reaktionsgleichung:



Mittels anschließender Kondensation und eventuell angeschlossener Feinreinigung erhält man das reine Metall (Riedel 2004, S. 761). Die primäre Produktion von Quecksilber aus Minen geht weltweit immer mehr zurück. Kirgisistan ist zur Zeit das einzige Hg-exportierende Land. Die Sekundärproduktion als Nebenprodukt bei der Gewinnung von Zink oder Zinn stellt eine weitere Gewinnungsmöglichkeit dar (Bipro 2010, S. 13).

1.3.2. Emissionen

Quecksilber ist ein globaler, persistenter Schadstoff und wird in beinahe jedem Umweltkompartiment wie Atmosphäre, Boden und Wasser gefunden. Die aktuellen Belastungen sind einerseits eine Folge natürlicher Emissionen, andererseits aber auch vermehrt durch anthropogene Quellen gegeben (Bipro 2010, S. 12).

Die natürlichen Quellen, zusammen mit der Re-Emission von früher freigesetztem Quecksilber in Land- und Wasseroberflächen, verursachen rund zwei Drittel der gesamten Quecksilberemissionen. Zu den natürlichen Quellen zählen: Vulkane, geothermale Aktivitäten und die Erosion von Gesteinen und Böden. Die Re-Emission und Re-Mobilisation beinhaltet die Freisetzung und Verflüchtigung aus Oberflächenwasser, Boden oder Vegetation sowie der Verbrennung von Biomasse, welche nicht eindeutig natürlichen oder anthropogenen Emissionen zugeordnet werden kann. Das Metall lagert sich aus der Atmosphäre im Boden oder Wasser ab und wird immer wieder in die Atmosphäre emittiert. Da die genaue Herkunft und der damit verbundene Einfluss des Menschen darauf nicht feststellbar ist, kann keine eindeutige Zuordnung festgestellt werden (Pirrone et al. 2010; UNEP 2013a, S. 5).

Anthropogene Quellen, die zur Freisetzung von Quecksilber in die Atmosphäre führen, inkludieren vor allem die Verbrennung fossiler Brennstoffe, den Abbau und die Produktion von Metallen, die Zementproduktion, die Goldgewinnung, die Dentalamalgamindustrie sowie die Chlor-Alkalie-Industrie und Abfallentsorgung (Pirrone et al. 2010; Bipro 2010, S. 13). Auffallend dabei ist, dass weit mehr als die Hälfte aller Emissionen durch Prozesse erfolgt, die unbeabsichtigt Quecksilber in die Atmosphäre emittieren und ein geringer, tendenziell kleiner werdender Anteil durch bewussten Gebrauch verursacht wird (UNEP 2013b, S. 27).

Die Emission von Quecksilber durch den Menschen weist global betrachtet erhebliche Unterschiede auf. In Abbildung 1 ist der Anteil einzelner Regionen der Welt an der aktuellen anthropogenen Quecksilberemission dargestellt.

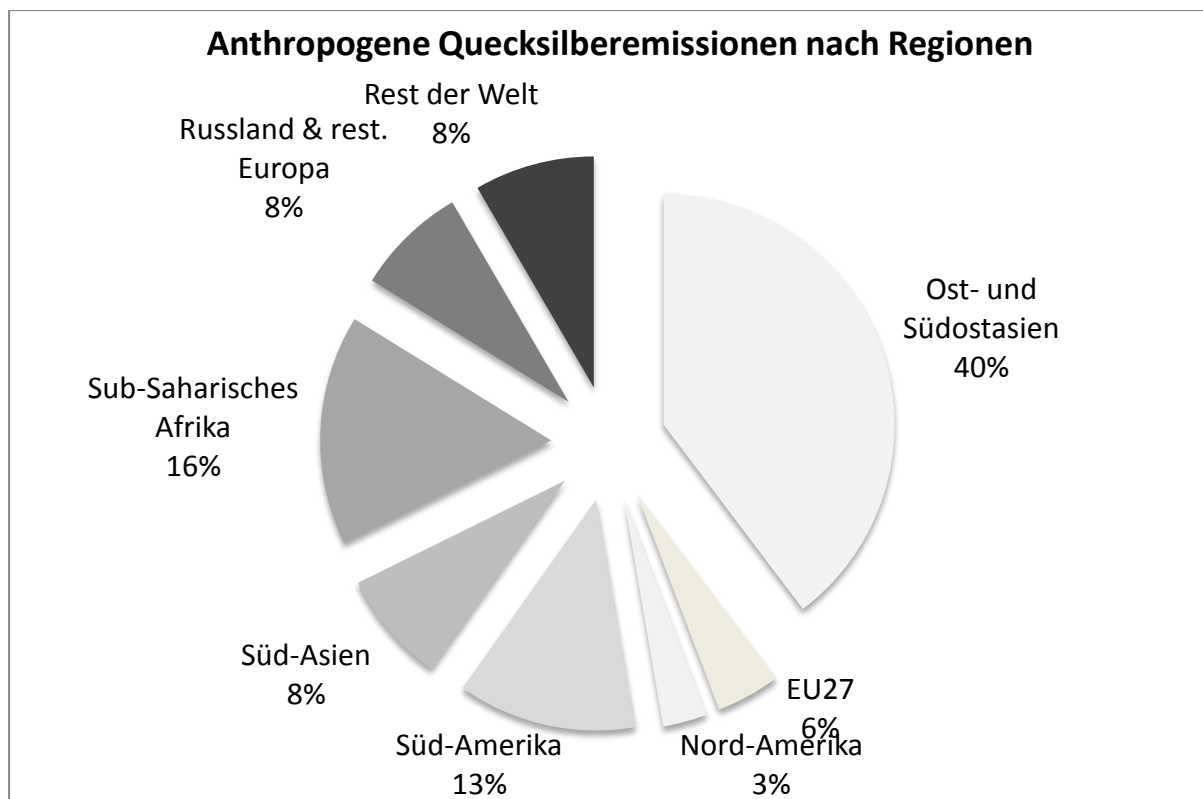


Abbildung 1: Anthropogene Quecksilberemissionen nach ausgewählten Regionen (UNEP 2013a, S. 11)

In Österreich lag die Gesamtemission 2005 ohne der Abfallwirtschaft bei einer Tonne, wobei rund 77% auf die Industrie, Gewerbe und Dienstleistungen, 19% auf private Haushalte und rund 2% auf den Bergbau, Land- und Forstwirtschaft fielen (Reisinger et al. 2009, S. 99).

Global nehmen die Emissionen nach wie vor zu. Die Trends weisen jedoch auf einen Rückgang der Emissionen hin. Dieser wird einerseits durch verringerte Emissionen im Bereich der Verbrennung fossiler Brennstoffe, der Chlor-Alkali-Industrie und der Hg-Gewinnung in Minen erreicht, andererseits durch das Angebot von quecksilberfreien Alternativen und einem verstärkten Umweltbewusstsein (UNEP 2013a, S. 16).

1.3.3. Verwendung

Die Verwendung des silbrig, weißen Metalls geht weit in die Vergangenheit zurück. Bereits die alten Ägypter und die Römer verwendeten Hg als Farbe sowie zur Trennung von Gold und Silber. Heutzutage finden sich große und vielfältige Anwendungsgebiete des Metalls, die sich hauptsächlich auf die elementare Form beziehen (Umweltbundesamt 2009). In den Mitgliedsstaaten der Europäischen Union wurden im Jahre 2007 zwischen 320-530 Tonnen Hg verbraucht. Eine Auflistung der Hauptanwendungsgebiete findet sich in Tabelle 1 (Bipro 2010, S. 13).

Anwendungsgebiet	Verbrauch an Hg in Tonnen
Chlor-Alkali-Elektrolyse	160-190
Batterien	7-25
Amalgamfüllungen	90-110
Kontroll- und Messequipment	7-17
Energiesparlampen	11-15
Chemikalien	28-59
Sonstiger Gebrauch	15-115
Total	320-530

Tabelle 1: Quecksilberverbrauch in der EU im Jahre 2007 (Bipro 2010, S.13)

In der Europäischen Union, der Schweiz und anderen westlichen Industriestaaten wird die Verwendung immer stärker auf wenige Bereiche reguliert (BAG 2012). Dazu wurde unter anderem im Jahre 2005 eine Gemeinschaftsstrategie für Quecksilber durch die EU und im Jahre 2009 eine Konvention zum völligen Verzicht auf Quecksilber durch die UNO verabschiedet, welche in der „Minamata Convention of Mercury“ ihren bisherigen Höhepunkt erreichte. Erste Maßnahmen dieser Regulationen führten in Österreich zum Verbot von Quecksilber in Fieberthermometern und zum Beginn einer Diskussion über

die momentane Verwendung von Quecksilber in Energiesparlampen (Umweltbundesamt 2009).

1.4. Biogeochemischer Kreislauf von Quecksilber

Quecksilber besitzt einen komplexen biogeochemischen Kreislauf und ist in beinahe jedem Kompartiment zu finden.

1.4.1. Quecksilber in verschiedenen Kompartimenten

Quecksilber gelangt auf natürliche Art und Weise durch geologische und vulkanische Aktivitäten in die Atmosphäre. Der natürliche biogeochemische Kreislauf von Quecksilber inkludiert den atmosphärischen Transport, die Deposition auf Land und Meer, die Wiederverflüchtigung und den Abfluss durch Einlagerung ins Sediment und somit in tiefe Reservoirs. Die in Kapitel 1.3.2 beschriebenen anthropogenen Emissionen haben den Kreislauf verändert, Quecksilber wird nicht mehr nur durch natürliche Quellen emittiert (Selin 2009). In Abbildung 2 ist der globale biogeochemische Kreislauf von Quecksilber dargestellt. Darin werden die weltweiten Quecksilberflüsse zwischen den verschiedenen Kompartimenten Boden, Atmosphäre und Wasser aufgezeigt.

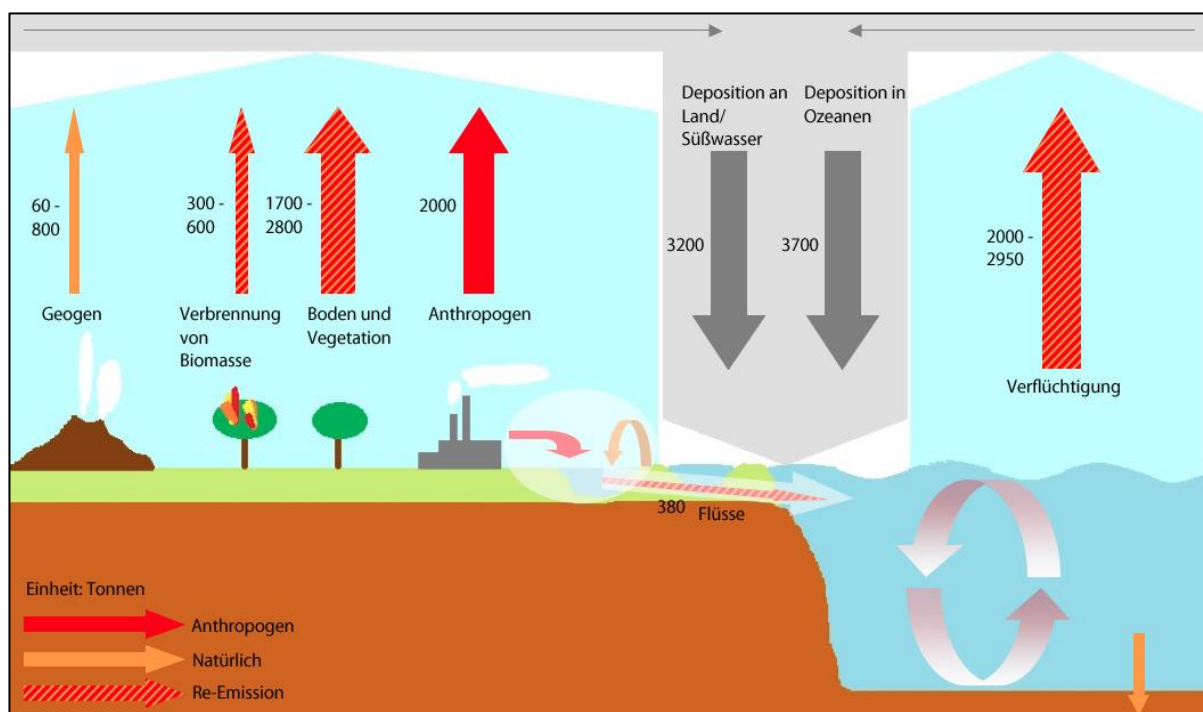


Abbildung 2: Globaler Hg-Kreislauf (bearbeitet nach UNEP 2013a)

Atmosphäre:

In der Atmosphäre wird Quecksilber vor allem als Hg^0 und damit als Gas vorgefunden. Es ist die häufigste Form mit einer Lebenszeit von 0,5-1 Jahr, womit es sich global verteilen kann. Insgesamt ergibt sich eine Durchschnittskonzentration von $1,6 \text{ ng/m}^3$, die in der nördlichen Hemisphäre höher ist als in der südlichen. Daneben existieren die wasserlösliche, anorganische Form Hg^{2+} mit der kürzesten Lebenszeit und Hg(P) , bei der Quecksilber an Partikel gebunden ist (Selin 2012; Lin et al. 1999).

Generell finden mehrere Umwandlungsprozesse in der Atmosphäre statt. Im Zuge der Verteilung von Quecksilber kommt der photochemischen Oxidation von Hg^0 in die wasserlösliche Form Hg^{2+} eine besondere Bedeutung zu, da das Metall durch nasse Deposition als Hg^{2+} auf die Erdoberfläche gelangt (Selin 2012). Dieser Prozess ist jedoch nicht vollends geklärt. Neueste Studien fanden heraus, dass Brom das wichtigste Oxidationsmittel ist (Seigneur & Lohman 2008; Holmes et al. 2006). Die frühere Annahme, dass Ozon oder OH-Radikale die primären Oxidationsmittel sind, gilt immer mehr als unwahrscheinlich (Lindberg 2006).

Erdoberfläche:

Nasse und trockene Deposition bringt Quecksilber, überwiegend als Hg^{2+} , in zeitlich stark variierenden Mengen von der Atmosphäre zur Oberfläche (Sunderland & Mason 2007). Ein großer Teil hiervon verflüchtigt sich sofort wieder, der Rest kann direkt vom Boden als organischer Bestandteil aufgenommen oder über Flüsse bzw. Süßwassergewässer ins Meer transportiert werden (Selin 2009).

Wasser:

Die atmosphärische Ablagerung von Hg^{2+} oder Hg(P) ist die größte und wichtigste Quelle von Quecksilber im aquatischen Milieu. Eine wichtige Rolle spielen auch industrielle Abfälle oder Quecksilberminen, womit Hg über Flüsse oder übers Grundwasser in den Wasserkreislauf transportiert wird (Schwartzendruber & Jaffe 2012; Black et al. 2012).

Im Wasser laufen eine Vielzahl von Reaktionen ab. Das bei nasser Deposition überwiegend eingetragene Hg^{2+} wird zu Hg^0 reduziert oder vereinzelt im Sediment eingelagert. Der größte Anteil des reduzierten Quecksilbers verflüchtigt auf Grund der geringen Löslichkeit sofort wieder, der restliche Bestandteil wird entweder von

Partikeln absorbiert oder in eine Methylquecksilberform umgewandelt (Barkay et al. 2003; Selin 2009).

Neben Verflüchtigung kann das Quecksilber über Fische bzw. andere Meerestiere und über Einlagerung in Sedimente aus dem Kompartiment Wasser abfließen.

1.4.2. Methylierung von Quecksilber

Die Bildung von organometallischen Verbindungen aus anorganischen steht besonders im Interesse ökotoxikologischer Fragestellungen und Untersuchungen, da durch die erhöhte Lipophilie einerseits eine verstärkte Biokonzentration¹ stattfindet und andererseits durch die Methylierung die Toxizität zunimmt. (Fent 2007, S. 41-42).

Die Biomethylierung von Quecksilber durch mikrobielle Prozesse findet hauptsächlich in anaeroben Feuchtgebieten und Sedimentschichten statt (Selin 2009). Der Mechanismus dieser Umwandlung ist noch nicht vollends geklärt. Es wird angenommen, dass eine enzymatische, katalysierte Methylierung durch Sulfat-reduzierende Bakterien (SRB: Sulfate Reducing Bacteria) dafür verantwortlich ist (Barkay et al. 2003; Schwartzendruber & Jaffe 2012). Neben einer Vielzahl verschiedener SRB-Spezies, werden vermehrt auch Eisen-reduzierende Bakterien für die Methylierung in Betracht gezogen (Fleming et al. 2006; Kerin et al. 2006).

Insgesamt ist dieser biotische Prozess von anoxischen Wasserbedingungen, vom organischen Kohlenstoff, dem pH-Wert, der Aktivität der Bakterien, der Sulfat-Konzentration und dem Hg-Gehalt abhängig (Benoit et al. 1999).

Abiotische Vorgänge zur Methylierung von Quecksilber sind sehr selten. Durch alkylierte Zinn-Komponenten sowie Humin-, Fulvin- und Carbonsäuren ist die Bildung methylierter Quecksilberverbindungen dennoch möglich (Barkay et al. 2003).

In der Natur ist die Biomethylierung von besonderer Bedeutung. Organische Quecksilberverbindungen und insbesondere Monomethylquecksilber werden wesentlich besser und effizienter bioakkumuliert als andere, anorganische Hg-Verbindungen. Methylquecksilberverbindungen sind oftmals die einzige im Organismus nachweisbare Quecksilberform.

Die Bioakkumulation von Quecksilber hängt sowohl vom Milieu als auch von biologischen Faktoren ab. Besonderen Einfluss auf das Akkumulationspotential besitzen

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

unter anderem, das Trophieniveau, die Körpergröße und die Ernährung (Dang & Wang 2011). Folgend findet sich bei allen Wirbeltieren ein positiver Zusammenhang zwischen Quecksilberkonzentration und Alter des Organismus (Eisler 2010, S. 110). Die typische Größenordnung einer Bioakkumulation in aquatischer Nahrungskette ist in Abbildung 3 dargestellt.

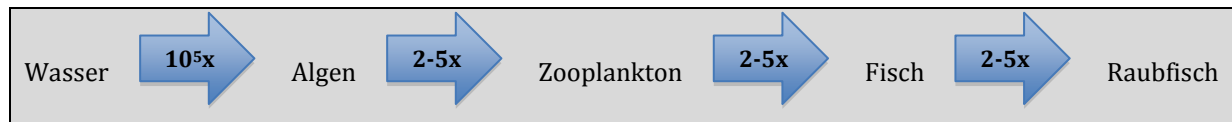


Abbildung 3: Bioakkumulation in aquatischer Nahrungskette (bearbeitet nach Black et al. 2012)

Den relativ größte Anreicherung von Methylquecksilber findet im Phytoplankton statt, welches 10^4 - 10^5 mehr Hg enthält als das umgebende Wasser. Darüber hinaus ist der Gehalt in Meeressäugtieren generell höher als der ihrer Beute. Von großer ökotoxikologischer Essenz sind Invertebraten, welche auf Grund ihrer großen Anzahl, der globalen Verbreitung und der Tatsache, dass sie relativ leicht zu fangen sind, als Biomonitorie für Schadstoffe und somit Quecksilber herangezogen werden (Black et al. 2012).

Demethylierung von Quecksilber

Neben einer Methylierung von Hg findet auch eine Demethylierung statt. Diese Umwandlung kann entweder unter abiotischen Bedingungen durch Sonnenlicht oder unter biotischen Bedingungen stattfinden. Bei Letztgenannten lassen sich zwei Vorgänge unterscheiden:

- Enzymatische Umwandlung zu Methan und Hg⁰ und
- Oxidative Umwandlung durch anaerobe Bakterien

Je nach Lichtverhältnissen im Ökosystem findet bevorzugt der biotische oder abiotische Vorgang statt (Barkay et al. 2003).

1.5 Toxizität von Quecksilber – Humantoxikologische Wirkung

Die akute Toxizität von Quecksilber ist schon sehr lange bekannt und sehr genau dokumentiert. Die Expositionsdauer und -dosis sowie die Art der Quecksilberverbindung bestimmen den Aufnahmeweg sowie die akute und chronische Wirkung des Quecksilbers. Die genaue Wirkung und ihre dafür verantwortlichen

Faktoren sind jedoch noch nicht vollends bekannt (Bundesamt für Gesundheit, 2012), wobei vor allem die Effekte einer niedrig dosierten Langzeit-Belastung auf sensible Bevölkerungsgruppen nicht genau bekannt sind (McKelvey & Oken 2012).

Hinsichtlich der biologischen Wirkung wird zwischen dampfförmigem Quecksilber (Hg^0), anorganischem Quecksilber (Hg^+ , Hg^{2+}) und organischen Quecksilberverbindungen (MeHg^+) unterschieden. Dabei nimmt die Toxizität mit der Lipophilie der Hg-Spezies zu, womit die organischen weit giftiger sind als die anorganischen Quecksilberverbindungen. Die erhöhte Fettlöslichkeit erleichtert das Eindringen von Quecksilber in den Blutkreislauf (Marx, 1997).

Durch die hohe Affinität gegenüber Amino- und Thiolgruppen und hier besonders Thiolat-Liganden wie Cysteinat, werden vor allem Enzyme und Strukturproteine in ihrer Funktion gehemmt. Quecksilberverbindungen sind somit potenzielle Enzyminhibitoren, da diese funktionellen Gruppen eine essentielle Rolle in der Funktion des Enzyms spielen, in dem sie als metallkoordinierende, redoxaktive oder konformationsbestimmende Gruppen besonderen Einfluss auf die Aktivität haben (Kaim & Schwederski 2005, S. 347).

Als Hauptzielorgane schädigen Quecksilber und seine Verbindungen Gehirn und Niere sowie das Zentrale Nervensystem, welches vor allem bei chronischen Quecksilbervergiftungen stark in Mitleidenschaft gezogen wird (Umweltbundesamt 2009; Risher 2003, S. 22).

1.5.1. Dampfförmiges/Metallisches Quecksilber

Quecksilber in der Form Hg^0 gelangt fast ausschließlich durch inhalative Aufnahme als Hg-Dampf in den menschlichen Körper, wo es zu über 80% von der Lunge aufgenommen wird. Durch die hohe Fettlöslichkeit des Dampfes kommt das Quecksilber über die Alveolen (die Lungenbläschen) in den Blutkreislauf (Dekant & Vamakas 2005). Das Enzym Katalase oxidiert das Quecksilber im Blut bei geringster Anwesenheit von H_2O_2 zu Hg^{2+} , wo es dem Vergiftungsverlauf von anorganischen Quecksilbersalzen sehr stark ähnelt und vor allem Auswirkungen auf Gehirn und Niere hat. Die orale Aufnahme von metallischem Quecksilber spielt dagegen eine geringe Rolle, da nur 0,01% resorbiert wird (Greim & Deml 1996).

Durch die inhalative Aufnahme kommt es bereits in der Lunge zu Entzündungen der Bronchien, im schlimmsten Fall zu Atemnot und Zyanose. Diese Symptome sind bereits nach wenigen Stunden feststellbar. Dabei reichen Konzentrationen von 1-3mg/m³ (Bundesamt für Gesundheit, 2012).

1.5.2. Anorganisches Quecksilber

Anorganische, zweiwertige Quecksilbersalze unterscheiden sich vor allem durch den unterschiedlichen Aufnahmeweg. Bei oraler Aufnahme führen die sehr ätzend wirkenden Quecksilberverbindungen zu Verätzungen der Mundhöhle, des Rachens und der Speiseröhre sowie zu blutigem Erbrechen und Übelkeit. (Dekant & Vamvakas, 2005). Es kommt zu Schädigungen im gesamten Magen-Darm-Trakt und der Nieren. Aufnahmemengen von 3-15mg pro Kilogramm Körpergewicht können zum Tod führen (Bundesamt für Gesundheit, 2012). Chronische Belastungen führen zu Nierenversagen, starken Koliken und Schädigungen des Magens und des Nervensystems (Umweltbundesamt, 2009).

1.5.3. Organisches Quecksilber

Besondere toxikologische Bedeutung kommt den kurzkettigen metallorganischen Alkylquecksilberverbindungen wie Methylquecksilber (CH_3Hg^+) zu, welche überwiegend durch Fischkonsum vom Menschen aufgenommen werden. Die lipophile Verbindung wird im Blut an die Erythrozyten gebunden und reichert sich im Laufe der Zeit im Kopf, in der Leber und der Niere an (Greim & Deml, 1996).

Methylquecksilber führt bei hoher Belastung zu Kopfschmerzen, Schlafstörungen und Gleichgewichtsstörungen, spielt aber in erster Linie bei chronischen Vergiftungen eine Rolle, da es zu irreversiblen Schäden am peripheren und vor allem zentralen Nervensystem führt. Besonderen Einfluss nimmt es während der Entwicklung eines Kindes vor der Geburt ein. Bei erhöhter Quecksilberbelastung der Mutter kann das Kind Quecksilber über die Nahrung aufnehmen, da Methylquecksilber die Plazentaschranke passieren kann (Umweltbundesamt, 2009). Das hydrophile und lipophile Ende sowie die relativ kleine Größe des metallorganischen Kations R-Hg^+ ermöglichen es dem Quecksilber, die Plazenta-Membran und die Blut-Hirn-Schranke zu durchdringen (Kaim & Schwederski 2005, S. 346).

Das bekannteste Beispiel einer degenerativen Nervenkrankheit auf Grund einer chronischen Vergiftung mit organischen Quecksilberverbindungen ist die sogenannte Minamata-Krankheit, welche in den 1950er Jahren in Japan durch den Verzehr von Meerestieren festgestellt wurde. Die Folgen dieser Vergiftung führten zu zahlreichen Todesopfern sowie zu Gliederlähmungen, Sprach- und Sehfehlern bis zu geistiger Behinderung (Eisler 2010, S. 134). Auch die Verwendung von Methylquecksilber als kostengünstiges Fungizid führte Ende der 1970er Jahre im Irak zu schweren Vergiftungsfällen, diese endeten teilweise mit dem Tod. Anschließende Untersuchungen ergaben, dass bei einer Quecksilberbelastung von 25-40 mg erste neurologische Störungen zu erkennen sind (Bundesamt für Gesundheit, 2012; Greim & Deml, 1996).

1.5.4. Exposition und Grenzwerte

Die Gefahr von Quecksilber für den Menschen liegt vor allem im Verzehr von Fisch (Aufnahme von Methylquecksilber) und in Dentallegierungen (dampfförmiges Quecksilber). Quecksilber wird dabei in Form von Silberamalgam als Zahnfüllmasse (Amalgamplomben) in der Zahnmedizin verwendet, da das frisch zubereitete, plastische Silberamalgam die Hohlräume gut ausfüllt und anschließend von selbst erhärtet (Holleman-Wiberg, 1976). Die WHO geht davon aus, dass eine Person pro Woche in etwa 100 µg Methylquecksilber und 300 µg Quecksilber ohne gesundheitliche Beeinträchtigungen aufnehmen kann (Bundesamt für Gesundheit, 2012). Tabelle 2 gibt einen Überblick über die abgeschätzte tägliche Aufnahme von Quecksilber und seinen Verbindungen eines Menschen, der keinerlei beruflichen Exposition unterliegt.

Quelle (ausgewählte)	Quecksilberdampf (µg)	Anorganische Quecksilberverbindungen (µg)	Methylquecksilber (µg)
Atmosphäre	0.04-0.2	0	0
Lebensmittel	0	4.2	2.4
Fisch	0	0.6	2.4
Trinkwasser	0	0.05	0
Dentalamalgam	3.8-21	0	0
Gesamt	3.9-21	4.3	2.41

Tabelle 2: Quecksilberaufnahme des Menschen (WHO 1991)

Grenzwerte

Der Grenzwert für die vorläufig tolerable wöchentliche Zufuhr von Quecksilber (PTWI-Wert) wurde 2004 von der EFSA („European Food Safety Authority“) wie folgt festgelegt:

PTWI (provisional tolerable weekly intake) in der EU	
PTWI	1,6 µg/kg Körpergewicht pro Woche

Dieser momentan gültige Wert wurde im Jahre 2004 aufgrund epidemiologischer Studien von den zuvor gültigen 3,3 µg/kg auf 1,6 µg/kg nach unten korrigiert. Diese Korrektur basiert auf Nachforschungen, welche die Beziehung zwischen der Quecksilberbelastung von werdenden Müttern mit daraus folgender, schadhafter Neuronalentwicklung der Kinder in zwei Regionen, die einen hohen Fischkonsum aufweisen, untersuchten (Castro-Gonzalez & Mendez-Armenta 2008, S. 265). Daneben existieren unter anderem von der Europäischen Behörde für Lebensmittelsicherheit (EFSA) und der US Environmental Protection Agency (EPA) Empfehlungen über den Fischverzehr mit besonderem Fokus auf Risikogruppen wie schwangere Frauen. Diesen wird ein genereller Verzicht von Fischen empfohlen, die in der Regel mit hohen Hg-Gehalten verbunden werden. Dazu zählen fettreiche Fische oder Raubfische wie Thunfische, Haie oder Schwertfische (Umweltbundesamt 2012; Selin 2009).

Das BMASK (Bundesministerium für Arbeit, Soziales und Konsumentenschutz) definierte MAK- und BAT-Werte bezüglich verschiedener Quecksilberspezies für Österreich. Diese sind in Tabelle 3 aufgelistet.

MAK-Wert (Maximale Arbeitsplatzkonzentration) in Österreich	
MAK für metallisches Hg	0,05 mg/m ³
MAK für anorganische Hg-Verbindungen	0,10 mg/m ³
MAK für organische Hg-Verbindungen	0,01 mg/m ³
BAT-Wert (Biologische Arbeitsplatz Toleranzwert) in Österreich	
BAT für anorganische Hg-Verbindungen	25 µg/l im Blut
BAT für anorganische Hg-Verbindungen	100 µg/l im Harn
BAT für organische Hg-Verbindungen	100 µg/l im Blut

Tabelle 3: MAK- und BAT-Werte in Österreich (Umweltbundesamt 2009)

1.6. Ökotoxikologie

Die toxischen Effekte auf Flora und Fauna sowie die Aufnahme, der Metabolismus und die Auswirkungen des Metalls sind umfangreich untersucht. Durch die anhaltende bzw. weiter zunehmende Exposition von Quecksilber sind weitere Untersuchungen notwendig (Scheuhammer et al. 2012). Betrachtet man einzelne Kompartimente genauer, unterscheiden sich die ökotoxikologischen Wirkungen von Quecksilberverbindungen auf ein Kompartiment von jedem anderen Kompartiment. Eine allgemeingültige Beschreibung der ökotoxikologischen Wirkungen ist daher nicht möglich.

Wasser

Das Europäische Parlament definiert in den EQS (Environmental Quality Standards für prioritäre Substanzen und andere Schadstoffe) einen MAC-Wert (Maximal Allowable Concentration) für Oberflächengewässer von 0,07 µg/l (Europäisches Parlament 2008). Die durch die Aufnahme von Quecksilberverbindungen aus dem Wasser resultierende Biokonzentration ist in Tabelle 4 aufgelistet.

BCF in Phytoplankton	Hg-Gesamt: 20.000
	Methyl-Hg: 90.000
BCF in Zooplankton	Hg-Gesamt: 4.800-270.000
	Methyl-Hg: 11.000-12.600.000

Tabelle 4: Biokonzentrationsfaktoren (BCF) (Umweltbundesamt 2009)

1.7. Fische und Quecksilber

Fische sind für Menschen, aber auch andere Lebewesen, die auf einer höheren Trophieebene als Fische stehen, die Hauptquelle einer Methylquecksilberaufnahme. Bei Menschen beispielsweise bestehen 90% der Methylquecksilberaufnahme eines aus Fischen (Mason et al. 2012). Für die eben erwähnten Gruppen stellen Fische mit hohem Quecksilbergehalt daher ein signifikantes Risiko dar (Dang & Wang 2011). Konsequenterweise legte die Europäische Kommission Grenzwerte fest, bei denen fettreiche Fische und Raubfische 1.0 mg Hg/kg Körpergewicht und magere Fischarten

0.5 mg Hg/kg Körpergewicht nicht überschreiten dürfen (Europäische Kommission 2006).

1.7.1. Aufnahme und Speicherung von Quecksilber

Die Aufnahme von Schwermetallen wie Quecksilber hängt von mehreren Faktoren ab und erfolgt durch Diffusion über die Kiemen oder über die Nahrung. Besonderen Einfluss auf die aufgenommene Menge nehmen die Ernährung, die Nahrungskette sowie die Chemie des Wassers durch deren Einfluss auf die Methylierung von Quecksilber. Von den Kiemen oder dem Verdauungstrakt wird das Quecksilber durch das Blut im Körper verteilt. Die Akkumulierung erfolgt in fettreichen Organen und Geweben und somit besonders in der Muskulatur, dem Nervensystem sowie der Leber und Niere (Hofer et al. 1995, S. 139-140).

Zahlreiche Studien zeigen, dass die Quecksilberakkumulation in Fischen positiv mit der Fischgröße und somit mit dem Alter korreliert. Dabei sind die Zusammensetzung der Nahrung und die langsame Ausscheidung von Methylquecksilber aus dem Fisch die beiden Hauptkomponenten. Die organischen Quecksilberverbindungen werden dabei wesentlich langsamer ausgeschieden als anorganische Verbindungen, so sie denn im Fisch zu finden sind (Eisler 2010). Bemerkenswerterweise verteilt sich das Metall gleichmäßig im Muskelgewebe. Jede Probe eines Muskelgewebes kann daher als repräsentative Probe für den totalen Quecksilbergehalt in dem Gewebe verwendet werden (Eisler 2010).

1.7.2. Toxikologie

Bei der Beschreibung von toxikologischen Wirkungen von Quecksilber auf Fische ist fast ausschließlich Methylquecksilber heranzuziehen, da diese Form durch den lipophilen Charakter bevorzugt resorbiert wird und zu 70-100% in Meeres- und Süßwasserfischen vorliegt (Umweltbundesamt 2012).

Quecksilber ist eines der schädlichsten Metalle für Fische, insbesondere Knochenfische. In Tabelle 5 ist der LC₅₀- sowie MATC-Wert (Maximal Acceptable Toxicant Concentration) für Fische dargestellt.

Süßwasserfische (anorganisches Hg)	LC ₅₀ (96h): 0,033-0,4 mg/l
Regenbogenforelle (Methyl Hg)	LC ₅₀ (24-96h): 0,024-0,125 mg/l
Regenbogenforelle (anorganisches Hg)	MATC: 1,2 µg/l
Karpfen (anorganisches Hg)	MATC: 2,0 µg/l

Tabelle 5: Toxizität von Hg bei Fischen (Umweltbundesamt 2009; Hofer et al. 1995, S. 66)

Bei subletalen Konzentrationen kommt es zur starken Beeinflussung des Verhaltens und der Fruchtbarkeit, veränderter Blutchemie und verlangsamter Atmung. Langandauernde Quecksilberaufnahme über die Nahrung wird mit verringertem Appetit, Koordinationsverlust mit gehinderter Schwimmfähigkeit und langsamer Entkräftung assoziiert. Beim bisher größten dokumentierten Fall einer Quecksilbervergiftung von Fischen, datiert in den 1950er Jahren in Minamata (Japan), wurden Höchstkonzentrationen von über 30mg/kg Frischgewicht bei Meeresfischen gefunden (Eisler 2010).

Neueste Untersuchungen zeigen, dass erhöhte Methylquecksilberkonzentration in Fischen oxidativen Stress durch die Bildung von reaktiven Sauerstoffspezies fördern. (Scheuhammer et al. 2012, S.223).

1.8. Motivation und Zielsetzung der Arbeit

Das Metall Quecksilber zählt zu den prioritären Schadstoffen der Wasserrahmenrichtlinie der EU, welche sich als Zielsetzung gesetzt hat, alle Oberflächengewässer in einen guten chemischen und ökologischen Zustand zu bringen. Im Rahmen der Erhebungen der Wassergüte in Österreich (2004) des österreichischen Umweltbundesamtes wird der Wienfluss als belastet mit Quecksilber ausgewiesen. Medianwerte von Quecksilber in Flusssedimenten zwischen 1 bis 2 mg/kg verdeutlichen dies (Umweltbundesamt 2004). Daher scheint hier eine genauere und aktuelle Betrachtung des Flusses interessant.

Die Zielsetzung der Arbeit war es, eine Erhebung des Quecksilbergehalts in verschiedenen Kompartimenten (Biofilm, Sediment, Wasser, Moose, verschiedene Fischarten) im Zeitraum zwischen Monate Mai und Oktober 2012 durchzuführen. Die Ergebnisse sollen diese Verteilung aufzeigen und so Schlüsse auf die Quellen der eventuellen Belastung zulassen.

2. Materialien und Methoden

2.1. Das Untersuchungsgebiet - Der Wienfluss

Der Wienfluss entspringt in der Nähe von Rekawinkel im westlichen Wienerwald und mündet in Wien in den Donaukanal. Dabei erstreckt er sich über eine Länge von 34 km, wobei ca. 15 km im Wiener Stadtgebiet und die restlichen ca. 19 km in Niederösterreich liegen. Es ergibt sich ein Einzugsgebiet von 230 km², von dem mit 170 km² der Großteil in Niederösterreich liegt. Im Oberlauf des Flusses heißt er „Dürre Wien“, erst ab der Vereinigung mit dem Pfalzauer Bach trägt das Gewässer den Namen Wienfluss. Der Großteil des Einzugsgebiets, welches vor der Stadtgrenze liegt und die meisten Zulieferbäche beinhaltet, ist bewaldet. Mit der Einmündung des Halterbaches bei Hütteldorf beginnt der stark regulierte städtische Teil des Flusses (<http://www.wien.gv.at>; Februar 2013).

Dem Wienfluss und fast allen Wiener Bächen ist gemeinsam, dass sie in der Flyschzone entspringen. Der wasserundurchlässige Untergrund, der aus Tonen und Mergel besteht, verhindert das Absickern von großen Wassermassen. Dadurch kann es bei lang anhaltenden Niederschlägen oder kurzen, sehr intensiven Regenereignissen leicht zu extremen Wassermengen im Fluss kommen (Waringer 2011, S. 305).

Schon sehr früh wurde der Wienfluss mit dem Betrieb von Mühlen wirtschaftlich genutzt, was zur Entstehung erster Vorstädte wie „Windmühle“ und „Magdalenengrund“ führte. Die auf Grund der wasserundurchlässigen Böden gegebene Hochwassermöglichkeit führte im Laufe der Zeit zu Veränderungen des Flusslaufes und zu zahlreichen Hochwassern (Petschko 2009, S. 51-55). Durch die zunehmende Siedlungsentwicklung entlang des Flusses, wurde die Hochwasserdynamik immer mehr als Bedrohung empfunden. So kam es, bedingt durch eine starke Überschwemmung im Jahre 1785, Anfang des 19. Jahrhunderts zu ersten Regulierungen des Gewässers. Hinzu kam die Errichtung von Sammelkanälen für Abwasser, auf Grund einer durch den Rückstau von Donauhochwasser bedingten Choleraepidemie im Jahre 1830, bei welcher Krankheitserreger übers Überwasser in das Grund- und Trinkwasser gelangt waren. (Seebacher 2011, S. 118). Die vollständige Regulierung des Gewässers erfolgte in den

Jahren 1895 bis 1906 und führte zur Kanalisierung des Flusses von Hütteldorf bis zur Mündung des Gewässers. Diese Regulierung orientierte sich an dem bis heute größten Hochwasser im Jahre 1851, bei dem Durchflussmengen von etwa 600 Kubikmetern pro Sekunde notiert worden waren. In den darauffolgenden Jahrzehnten bis zur Gegenwart wurde der Hochwasserschutz ständig verbessert und erweitert (Petschko 2009, S. 51-55). Um einen noch optimaleren Hochwasserschutz zu gewährleisten, wurden eine Kläranlage und sieben Retentionsbecken mit einem Fassungsvermögen von über einer Million Kubikmetern errichtet (Seebacher 2011, S.119).

Durch diese baulichen Veränderungen wurden einerseits die physikalischen und chemischen Wasserparameter entscheidend verbessert, allerdings wurde der Lebensraum verschlechtert und dies vermindert die ökologische Qualität des Gewässers. So ist die Anzahl der Tierarten, die sich bei der harten Verbauung des Wienflusses finden lassen, wesentlich geringer als die Anzahl in den unverbauten Zulieferflüssen.

Dass es trotzdem einen, wenngleich für den flüchtigen Betrachter nicht existierenden, Artenreichtum gibt, liegt an dem weitgehend unbeeinflussten Oberlauf des Flusses vor der Stadtgrenze. Diese artenreiche Lebensgemeinschaft ist vor allem dem Lückenraumsystem der Gewässersohle bedingt, wo raue Oberflächen und Wurzeln als Schutzraum für die Strömung dienen (Waringer 2011, S. 307).

2.2. Probenentnahmestellen

Die Auswahl der verschiedenen Stellen erfolgte unter Berücksichtigung zweier Kriterien. Einerseits wurde versucht, den ganzen Fluss in regelmäßigen Abständen zu analysieren und andererseits musste die Zugangsmöglichkeit zum Fluss berücksichtigt werden. Im Groben lassen sich die Probenentnahmestellen in zwei Kategorien einteilen. Während die Standorte Wienerwaldsee, Purkersdorf und Bauhaus Hütteldorf (in weiterer Folge nur noch mit Hütteldorf bezeichnet) noch weitestgehend naturbelassen sind, weisen die Standorte Hietzing, Pilgrambrücke, Stadtpark und Donaukanal starke anthropogene Beeinträchtigung und Beeinflussung auf. Diese äußert sich vor allem in einer kompletten Begradigung des Flussbettes und einer durchgehenden, kompletten Einfassung in Beton (Sohle und ehemalige Ufer), sowie einer Einsenkung des gesamten Laufes zwischen senkrechte Betonwände und einer teilweisen Übertunnelung. In Abbildung 4 sind die Standorte der verschiedenen Probenentnahmestellen abgebildet.

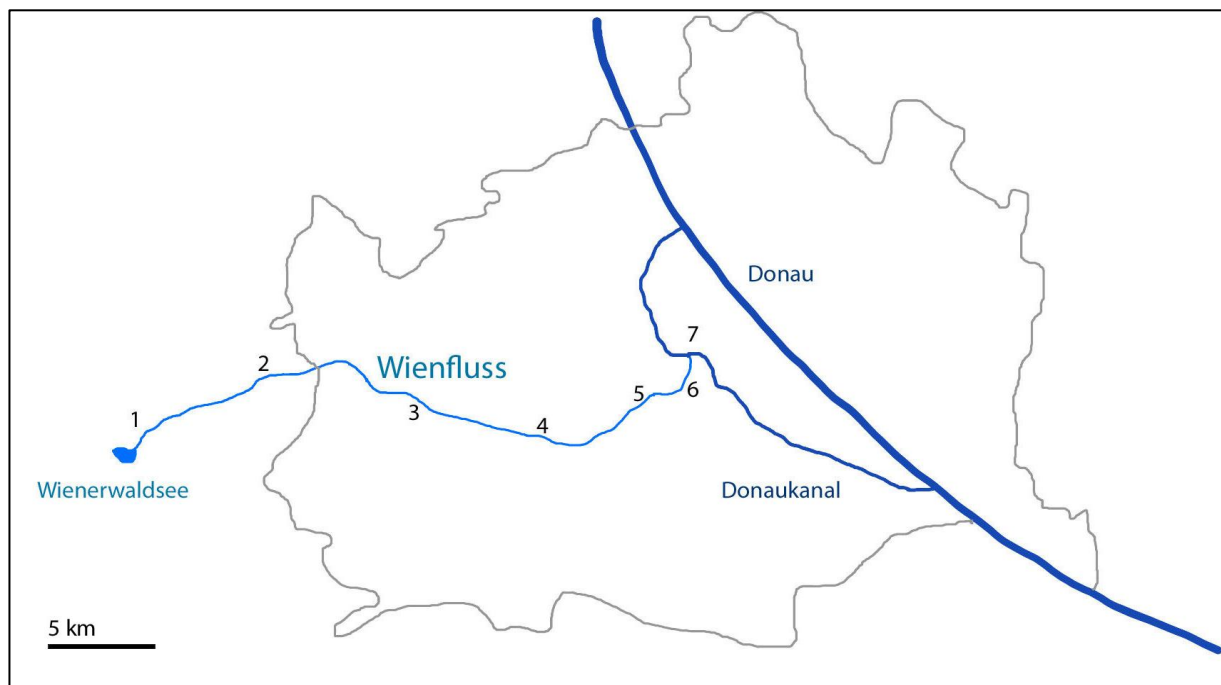


Abbildung 4: Der Wienfluss und die Probenentnahmestellen - Wienerwaldsee (1), Purkersdorf (2), Hütteldorf (3), Hietzing (4), Pilgrambrücke (5), Stadtpark (6), Donaukanal (7)

2.2.1. Beschreibung der einzelnen Probenentnahmestellen

Insgesamt wurden sieben Standorte gewählt. Nachfolgend befindet sich eine genaue Auflistung und Beschreibung der einzelnen Untersuchungsstellen.

1. Wienerwaldsee ($48^{\circ} 11' 6,75''$ N; $16^{\circ} 7' 27,32''$ E; Meereshöhe: 279 m): Die erste Messstelle befindet sich einige Meter nach der Ausmündung des Wienflusses aus dem Wienerwaldsee. Unmittelbar vor der Probenentnahmestelle befindet sich eine Kläranlage, deren Abfluss direkt in den Wienfluss geleitet wird.



Abbildung 5: Probenentnahmestelle Wienerwaldsee

2. Purkersdorf ($48^{\circ} 12' 22,31''$ N; $16^{\circ} 11' 28,41''$ E; Meereshöhe: 246 m): Dieser Standort befindet sich in der Nähe des Bahnhofes Purkersdorf, rund 500 m nach Einfluss des Gablitzbaches in den Wienfluss.



Abbildung 6: Probenentnahmestelle Purkersdorf

3. Bauhaus Hütteldorf (48° 11' 58,42" N; 16° 15' 15,63" E; Meereshöhe: 208 m): Kurz nach dem Einfluss des Halterbaches in den Wienfluss befindet sich die dritte Probenentnahmestelle. Hier beginnt der ca. 15 km lange Verlauf des Flusses bis in den Donaukanal, der eine starke anthropogene Beeinträchtigung aufweist.



Abbildung 7: Probenentnahmestelle Hütteldorf

4. Hietzing (48° 11' 19,95" N; 16° 17' 56,85" E; Meereshöhe: 195 m): Diese Probenentnahmestelle befindet sich zwischen den beiden U-Bahnstationen Braunschweigasse und Hietzing, unmittelbar nach Einmündung eines Kanals.



Abbildung 8: Probenentnahmestelle Hietzing

5. Pilgrambrücke (48° 11' 35,06'' N; 16° 21' 15,29'' E; Meereshöhe: 172 m): Die fünfte Probenentnahmestelle befindet sich direkt unter der Pilgrambrücke.



Abbildung 9: Probenentnahmestelle Pigrambrücke

6. Stadtpark (48° 12' 23,28'' N; 16° 22' 55,89'' E; Meereshöhe 174 m): Diese Probenentnahmestelle liegt am Rande des Stadtparks Wien. Es erfolgten Messungen sowohl vor (Stadtpark_VZ) als auch nach (Stadtpark_NZ) dem Einlauf des Abflusswassers der Wasserflächen des Stadtparks.



Abbildung 10: Probenentnahmestelle Stadtpark

7. Donaukanal (48° 12' 44,42'' N; 16° 23' 11,09'' E; Meereshöhe: 156 m): Die letzte Messstelle befindet sich kurz nach der Einmündung des Wienflusses in den Donaukanal. Der flussabwärts gelegene Standort dient als Vergleich und Abschluss der Messungen.



Abbildung 11: Probenentnahmestelle Donaukanal

2.3. Probenentnahme

Die Probenentnahmen erfolgten im Zeitraum von Mai bis Oktober 2012 und wurden jeweils im Abstand von ca. 2-3 Wochen an einem Tag durchgeführt. An den insgesamt zehn Probenentnahmetagen wurden pro Standort jeweils doppelte Proben von Wasser, oberflächlichem Sediment, Biofilm und Moos der Gattung *Fontinalis antipyretica* entnommen. Die Verfügbarkeit der einzelnen Kompartimente an den verschiedenen Standorten unterlag großen Schwankungen, sodass nicht immer Sediment- und Biofilmproben entnommen werden konnten. Moose waren generell nur im oberen Flusslauf anzutreffen.

Des Weiteren wurden Fische der Art *Squalius cephalus* (Aitel) und *Perca fluviatilis* (Flussbarsch) zur Untersuchung gebracht.

2.3.1. Allgemeine Wasserparameter

Mit portablen Messgeräten (VWR) erfolgte an jedem Standort die Bestimmung des pH-Werts, der Temperatur (in °C) und der elektrischen Leitfähigkeit (in $\mu\text{S}/\text{cm}$) des Wassers.

Die Wasserentnahme für die im Labor durchgeführte Flammen-Atomabsorptionsspektroskopie zur Kationenbestimmung (für die Metalle Calcium, Kalium, Magnesium und Natrium) sowie die Bestimmung des Gelösten Organischen Kohlenstoffs (Dissolved Organic Carbon, DOC) und des gebundenen Stickstoffs (Dissolved Nitrogen, DN) erfolgten in jeweils zwei 50 ml Zentrifugen Röhrchen, die vor Gebrauch mit verdünnter Salpetersäure (ca. 2%) und mit Wasser (millipore) ausgewaschen worden waren.

2.3.2. Quecksilbermessung

Wasser

Mit Hilfe von Einwegspritzen und durch einen Spritzenvorsatzfilter (0,2 μm Teflon (PTFE) Membran, VWR) wurden jeweils rund 10 ml Probe aus dem Fluss in PE-Röhrchen gegeben und anschließend mit 0,1 ml Salpetersäure (69% TraceSELECT®, Fluka) stabilisiert. Die Proben konnten in dieser Form direkt für die Quecksilberbestimmung verwendet werden.

Sediment

Die Sedimententnahme erfolgte mittels Plastiklöffel, wodurch rund 2-3 Gramm oberflächliches Sediment in 50 ml Zentrifugen Röhrchen gegeben wurde. Bis zur Weiterbearbeitung im Labor wurde das Sediment vollständig mit Flusswasser bedeckt. Eine Ausnahme stellt hier die Probenentnahmestelle Donaukanal dar, an der auf Grund der Verbauung und Wassertiefe kein Sediment entnommen werden konnte.

Biofilm und Moose

Die Probenentnahme erfolgte mit der Hand unter Verwendung von Einweghandschuhen, womit jeweils rund 2-3 Gramm in 250 ml PE-Weithalsflaschen gesammelt wurden. Dabei wurde darauf geachtet, dass der Biofilm und die Moose noch

fest im Boden verankert waren. Nur somit kann gewährleistet werden, dass es sich um Proben des Standorts handelt.

Zum Transport ins Labor wurden die Weithalsflaschen vollständig mit Flusswasser gefüllt.

Fische

Die Fischentnahme erfolgte mittels Handangeln einmalig im Oktober in der Nähe der Probenentnahmestelle Wienerwaldsee durch Herrn Dr. Werner Leithner. Die Fische wurden vor Ort durch Genickschlag getötet und bis zur Weiterverarbeitung im Labor in einer Transportbox gekühlt.

2.4. Probenbearbeitung im Labor – Lagerung und Vorbereitung

Die Bearbeitung der Proben im Labor erfolgte für jedes Kompartiment auf unterschiedliche Art und Weise.

2.4.1. Allgemeine Wasserparameter – Kationen-, DOC- und DN-Bestimmung

Die Weiterverarbeitung der Wasserproben geschah direkt im Anschluss an die Probenentnahme. Das Wasser wurde mit einem Celluloseacetatfilters (0,45 µm, Sartorius) filtriert und anschließend direkt für die DOC- und DN-Bestimmung verwendet.

Für die Bestimmung der Kationen wurden die Wasserproben nach der Filtration mit 1 ml Salpetersäure (69% TraceSELECT®, Fluka) versetzt und im Kühlschrank gelagert.

2.4.2. Quecksilbermessung

Sediment

Die Sedimentproben wurden vom überstehenden Wasser befreit und mittels einer Reibschale in eine möglichst homogene Masse überführt. Davon wurden 1-2 Gramm für den anschließenden Mikrowellenaufschluss für die Quecksilberbestimmung in teflonbeschichtete Aufschlussbehälter auf 0,1mg genau eingewogen. Ebenfalls 1-2

Gramm wurden in kleine Porzellantiegel eingewogen und für die Bestimmung der Trockenmasse verwendet. Diese erfolgte bei rund 105 °C bis zur Gewichtskonstanz (mindestens 24 Stunden) im Trockenschrank. Ausgehend von der getrockneten Probe wurde der organische Anteil des Sediments in einem Muffelofen bestimmt, wobei das Sediment mindestens zwei Stunden bei 550 °C im Ofen ausgeglüht wurde (Wetzel & Likens 2000, S. 362).

Die Bestimmung dieser Parameter diene als Grundlage für die Berechnung des Trockengewichts bzw. des organischen Anteils der Sedimentprobe bei der Quecksilbermessung.

Biofilm und Moose

Die Bearbeitung dieser beiden Kompartimente erfolgte auf dieselbe Art und Weise. Zuerst wurde die Probe mit destilliertem Wasser mehrmals gewaschen und in zwei gleichgroße Teile aufgeteilt. Davon ausgehend erfolgte analog wie beim Sediment die Einwaage von circa einem Gramm in Aufschlussbehälter sowie in Porzellantiegel.

Fische

Im Labor erfolgte sofort die Bestimmung der Totallänge und der Masse der Fische. Im Anschluss daran wurden jeweils rund ein Gramm der Leber und der weißer Muskulatur (dorso-kaudal) entnommen und in 10 ml PP Röhrchen bis zur Aufarbeitung mittels Mikrowellenaufschluss tiefgefroren.

2.4.3. Mikrowellenaufschluss

Um die vorbereiteten Proben für die Quecksilbermessung kompatibel zu machen, ist es bei der Untersuchung von biologischen Materialien unumgänglich, einen Aufschluss der Proben durchzuführen. Als sehr erfolgreich erweist sich hier der Aufschluss mittels Mikrowelle, welcher sich durch einen niedrigen Zeitaufwand und geringe Säurekonzentrationen von anderen Varianten unterscheidet (Welz 1997, S. 505).

Im Rahmen dieser Arbeit wurde ein Mikrowellenaufschlussgerät der Reihe MARSXpress™ (CEM GmbH) verwendet. Dazu wurden die Proben in teflonbeschichteten Mikrowellenaufschlussbehältern mit 10 ml 69%iger Salpetersäure versetzt und anschließend auf 200 °C erhitzt. Mittels eines Programms wird die Temperatur

stufenweise erhöht und verbleibt für rund 15 Minuten auf 200 °C. Damit wird garantiert, dass sich das Quecksilber vollständig aus der Probenmatrix gelöst hat und gleichzeitig die Probenmatrix zersetzt hat. Nachdem der Aufschluss beendet ist, werden die Proben auf Raumtemperatur abgekühlt und zur weiteren Verarbeitung mithilfe von Milliporewasser auf 15 ml verdünnt. Die Aufbewahrung erfolgt in 15 ml PE-Röhrchen im Kühlschrank.

Der beschriebene Ablauf trifft mit Ausnahme der Fische für alle Kompartimente zu. Der Mikrowellenaufschluss bei den Fischproben unterscheidet sich lediglich in der Menge der verwendeten Salpetersäure. Es wurden 9 ml 69%ige Salpetersäure und 1ml 30%iges Wasserstoffperoxid verwendet, um die im Fisch vorkommenden Fettsäuren zu oxidieren.

2.5. Beschreibung der untersuchten Fischarten

2.5.1. *Perca fluviatilis* – Der Flussbarsch



Abbildung 12: *Perca fluviatilis* (www.fishbase.org; Jänner 2013)

Der Flussbarsch (Abbildung 12) zählt zur Familie der „Echten Barsche“ (*Percidae*), eine der wenigen Barschfamilien, die im Süßwasser beheimatet ist. Sein gedrungener, seitlich abgeflachter Körper und eine deutlich geteilte Rückenflosse kennzeichnen diese Fischart. Er wird in der Regel zwischen 20-35 cm lang und gilt als sehr

anpassungsfähiger Fisch, der sein festes Revier bewohnt. Seine unspezialisierte und anpassungsfähige Lebensweise erklärt das große Verbreitungsgebiet und macht ihn zur häufigsten Barschart in Europa (Gerstmeier 2003, S. 326). Dabei ist er, mit Ausnahme der iberischen Halbinsel und Teilen Skandinaviens sowie Italiens, von Westeuropa bis Russland vornehmlich in stehenden und fließenden Gewässern anzutreffen. Selbst in den Alpen, bis zu einer Höhe von 1000 Metern über dem Meeresspiegel, finden sich Exemplare des Flussbarsches. Die bevorzugten Lebensorte des Flussbarsches sind dennoch größere Seen bzw. Gewässer mit hartem Grund und schwachen Strömungen (Muus & Dahlström 1993, S. 156).

Das Alter und die Größe beeinflusst die Lebensweise des Flussbarsches in mehrerlei Hinsicht. Während Jungtiere oder kleine Barsche in Schwärmen leben und sich in Ufernähe von tierischem Plankton oder Insektenlarven ernähren, sind große Exemplare vorwiegend einzeln anzutreffen. Sie bevorzugen tiefe Zonen des Gewässers und ernähren sich überwiegend von kleinen Fischen, auch der eigenen Art. Die Entwicklung zu großen Exemplaren ist dabei vom Sauerstoff- und Nährstoffgehalt des Gewässers abhängig. Nur in tiefen, nährstoff- und sauerstoffarmen Gewässern können sie zu großen Flussbarschen heranwachsen (Gerstmeier 2003, S. 327).

2.5.2. *Squalius cephalus* – Der Aitel



Abbildung 13: *Squalius Cephalus* (www.fishbase.org; Jänner 2013)

Der *Squalius cephalus* (Synonym: *Leuciscus cephalus*, Abbildung 13), zu Deutsch Döbel oder Aitel, zählt zur Familie der Karpfenfische (*Cyprinidae*). Er ist gekennzeichnet durch seinen spindelförmigen, gestreckten, gelbräunlich gefärbten Körper, der von großen dunkelumrandeten Schuppen bedeckt ist. Im Durchschnitt wird der Aitel rund 30-40 cm lang (Gerstmeier 2003, S. 218; Muus & Dahlström 1993, S. 94).

Aitel gelten als sehr robuste Fische und sind sowohl in fließenden Gewässern als auch in Unterläufen von Flüssen oder Stauseen in Höhen bis zu 1500 Metern über dem Meeresspiegel auffindbar. Er ist mit einzelnen Ausnahmen in ganz Europa beheimatet und zählt in Mitteleuropa zu den häufigsten Fischen. Er gilt als intelligenter Fisch, da er auf Grund seiner Erinnerungs- und Lernfähigkeit sehr schwer zu fangen ist (Gerstmeier 2003, S. 219 – 220).

Jungtiere halten sich bevorzugt in Schwärmen nahe der Wasseroberfläche auf. Dabei ernährt sich der Aitel von kleinen Insekten, Würmern und Larven. Mit der Zeit ändert der Fisch seine Lebensweise und wird zum Einzelgänger, welcher Charakterzüge eines Raubfisches annimmt und sich von Fischen, Fröschen und Krebsen ernährt (Muss & Dahlström 1993, S. 94).

2.6. Chemische Analyse

Die Analysen wurden mittels Atomabsorptionsspektroskopie (AAS) durchgeführt. Dabei wurde zur Bestimmung des Quecksilbergehaltes die Kaltdampf-Atomabsorptionsspektroskopie (CV-AAS) und zur Bestimmung der häufigsten in unseren Oberflächengewässern gelösten Metalle die Flammen-Atomabsorptionsspektroskopie (F-AAS) verwendet.

2.6.1. Grundlagen der AAS

Elektromagnetische Strahlung in Wechselwirkung mit isolierten Atomen wird bei der Atomspektroskopie zur quantitativen und qualitativen Bestimmung von Elementen verwendet (Cammann 2001, S. 4/7). Wird dabei die Absorption von Licht durch freie Atome für die analytische Nutzung verwendet, handelt es sich um Atomabsorptionsspektroskopie (Otto 2003, S. 190). Sie zählt auf Grund niedriger

Nachweisgrenzen, Zuverlässigkeit und hoher Selektivität zu den leistungsfähigsten Methoden der Elementspurenanalytik. Des Weiteren zeichnet sich die AAS durch einen einfachen Aufbau und durch ein schnelles Analyseverfahren aus (Böcker 1997, S. 215).

In Abbildung 14 sind die Module eines Atomabsorptions-Gerätes aufgelistet, welches prinzipiell aus Strahlungsquelle, Atomisator, Monochromator und Empfänger mit Anzeige besteht. Dabei wird die Probe mittels eines Atomisators in freie Atome überführt. Die Hohlkatodenlampe (Strahlungsquelle) ermöglicht die Anregung der freien Atome durch elektromagnetische Strahlung im UV/VIS-Bereich, wodurch anschließend die Atome über einen Sekundärelektronenvervielfacher mit Auswerteeinheit detektiert werden. (Otto 2003, S. 190).

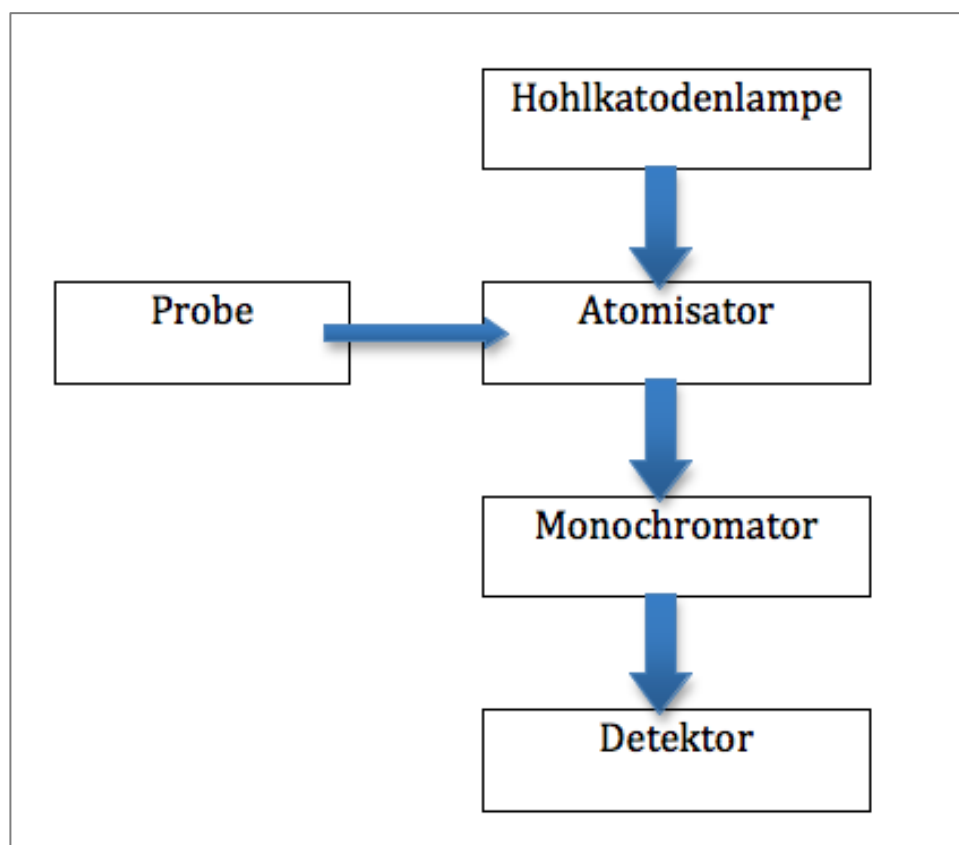


Abbildung 14: Module eines AAS-Gerätes (Otto 2003, S. 190)

In der AAS werden überwiegend Linienstrahler wie die Hohlkatodenlampe (HKL) als Strahlungsquelle verwendet (Welz 1997, S. 109), da Elektronensprünge die einzige Wechselwirkungsmöglichkeit von Atomen mit Licht sind, und die Atomspektren daher aus einzelnen Linien bestehen (Böcker 1997, S. 215). In einer Hohlkatodenlampe wird das zu untersuchende Element verdampft und durch Glimmentladung angeregt, wodurch die HKL ein charakteristisches Spektrum aussendet. Somit ist die HKL eine

elementspezifische Strahlungsquelle und ermöglicht die selektive Anregung freier Atome (Welz 1997, S. 109-111). Eine wirkungsvolle Alternative zu Hohlkatodenlampen sind elektrodenlose Entladungslampen. Die Energieversorgung erfolgt durch ein Hochfrequenz- oder Mikrowellenfeld, wodurch ein Gas in der Lampe ionisiert und durch das Feld so stark beschleunigt wird, bis es genügend Energie für die Anregung des gewünschten Metallatoms besitzt (Skoog & Leary 1996, S. 231).

Die Aufgabe eines Atomisators ist die Bereitstellung einer höchstmöglichen Konzentration des zu analysierenden Elements im Grundzustand, welches aus einer gegebenen Probe gewonnen wurde. (Cammann 2001, S. 4/35). Je nach Atomisator kann zwischen Flammen-, Graphitrohr-, Hydrid- und Kaltdampftechnik unterschieden werden. Ein Atomisator beinhaltet neben der Atomisierungseinrichtung alle für einen Betrieb erforderlichen Einrichtungen wie beispielsweise den Brenner, den Zerstäuber oder die Gasversorgung (Welz 1997, S. 159). Der Wirkungsgrad der Atomisierung ist entscheidend für die Leistungsfähigkeit des atomabsorptionsspektrometrischen Verfahrens und hängt unmittelbar von der Temperatur ab. Die gewählte Temperatur muss eine schnelle und vollständige Atomisierung ermöglichen und gleichzeitig die Bildung angeregter Zustände oder Ionisation der Elemente vermeiden (Böcker 1997, S. 219).

Die Atomabsorptionsspektroskopie wird neben dem Nachweis von Elementen vor allem für die quantitative Bestimmung dieser verwendet. Während für die Identifizierung eines Elements eine einzige Linie des Spektrums genügt, bildet die Grundlage der quantitativen Messung die Absorption bei einer Linie. Die dabei verwendete Messgröße ist die Extinktion und diese wird mit Hilfe des Lambert-Beer'schen Gesetzes ermittelt, welches in Formel 1 dargestellt wird.

$$E = \lg I_0/I = e \cdot c \cdot d$$

E...Extinktion

I_0 ... Intensität des eingestrahnten Lichtes

I ... Intensität des durchgelassenen Lichtes

e_{λ} ... dekadischer Extinktionskoeffizient bei der Wellenlänge λ in m^2/mol

c ... Konzentration in mol/m^3

l ... Schichtdicke der durchstrahlten Probe in m

Formel 1: Lambert-Beer'schen Gesetz (Otto 2003, S.201)

Daraus folgt, dass die Extinktion proportional der Konzentration der absorbierenden Atome, der Schichtdicke und des Extinktionskoeffizienten ist. Die Konzentration bestimmt die Messgröße, da die Schichtdicke durch die Atomisierungseinheit festgelegt ist und der Extinktionskoeffizient eine für das absorbierende Element spezifische Größe ist. Dabei erreicht man die höchste Empfindlichkeit bei der Absorptionslinie mit größtmöglichem Koeffizienten (Cammann 2001, S. 4/31).

2.6.2 Flammen – AAS

2.6.2.1. Grundlagen

Die Atomisierung in Flammen ist das älteste und bedeutendste Verfahren der AAS. Ein Zerstäuber überführt die als Lösung vorliegende Probe in Form von Flüssigkeitstropfen in die Flamme. Um eine möglichst stabil brennende Flamme zu garantieren, muss die Strömungsgeschwindigkeit des Gases mit der Brenngeschwindigkeit ident sein (Böcker 1997, S. 230). Je nach Analyt wird zwischen verschiedenen Flammenkombinationen gewählt. Die häufigsten Kombinationen von Brenngas/Oxidansgas sind einerseits die stabile und störungsarme Acetylen/Luft-Flamme und andererseits die für schwerflüchtige Verbindungen verwendete Acetylen/Lachgas-Flamme. Die erste Kombination wird bei Temperaturen bis circa 2400 °C eingesetzt, die zweite Variation ermöglicht eine Atomisierungstemperatur von bis zu 3000 °C (Otto 2003, S. 194).

Die Vorteile der Flammen AAS liegen in der einfach zu handhabenden Technik, der geringen Störanfälligkeit und Robustheit sowie der leichten Automatisierbarkeit. Nachteile ergeben sich durch die geringe Effizienz der Zerstäuber von nur rund 5-10 % und durch die relativ geringe Empfindlichkeit, welche unter anderem zur Entwicklung der Graphitrohr-Technik führten (Cammann 2001, S. 4/38).

2.6.2.2. Ablauf der Messung

Die Durchführung der Messungen erfolgte mit dem AAnalyst 200 der Firma Perkin Elmer.

Vor jeder Messung wurde eine Kalibrierung für das zu untersuchende Element durchgeführt, wobei jede Kalibrierkurve aus fünf Messpunkten (inkl. Blindwert) bestand und einen Korrelationsfaktor von größer/gleich 0,995 aufweisen musste. Die

Kalibrierung erfolgte mittels Standardlösungen der Fa. Fluka. In Abbildung 15 ist die Kalibrierkurve eines analysierten Elements abgebildet. Der dafür verwendete Kalibrationsbereich und die Wellenlänge, bei der die Messung durchgeführt wurde, sind elementspezifisch. Diese Daten sind in nachfolgender Tabelle 6 zu finden.

Element	Kalibrationsbereich (mg/L)	Wellenlänge (nm)
Calcium	0-20	422,67
Kalium	0-2	766,49
Magnesium	0-0,5	285,21
Natrium	0-1	589

Tabelle 6: Messbereich bei F-AAS

Die Messung erfolgte mindestens 15 Minuten nach Inbetriebnahme der Hohlkatodenlampe. Jede Probe wurde dreimal gemessen, wobei der daraus resultierende Mittelwert notiert wurde. Lag die Konzentration außerhalb des kalibrierten und damit messbaren Bereiches, wurde die Probe mit 2%iger Salpetersäure verdünnt und erneut gemessen.

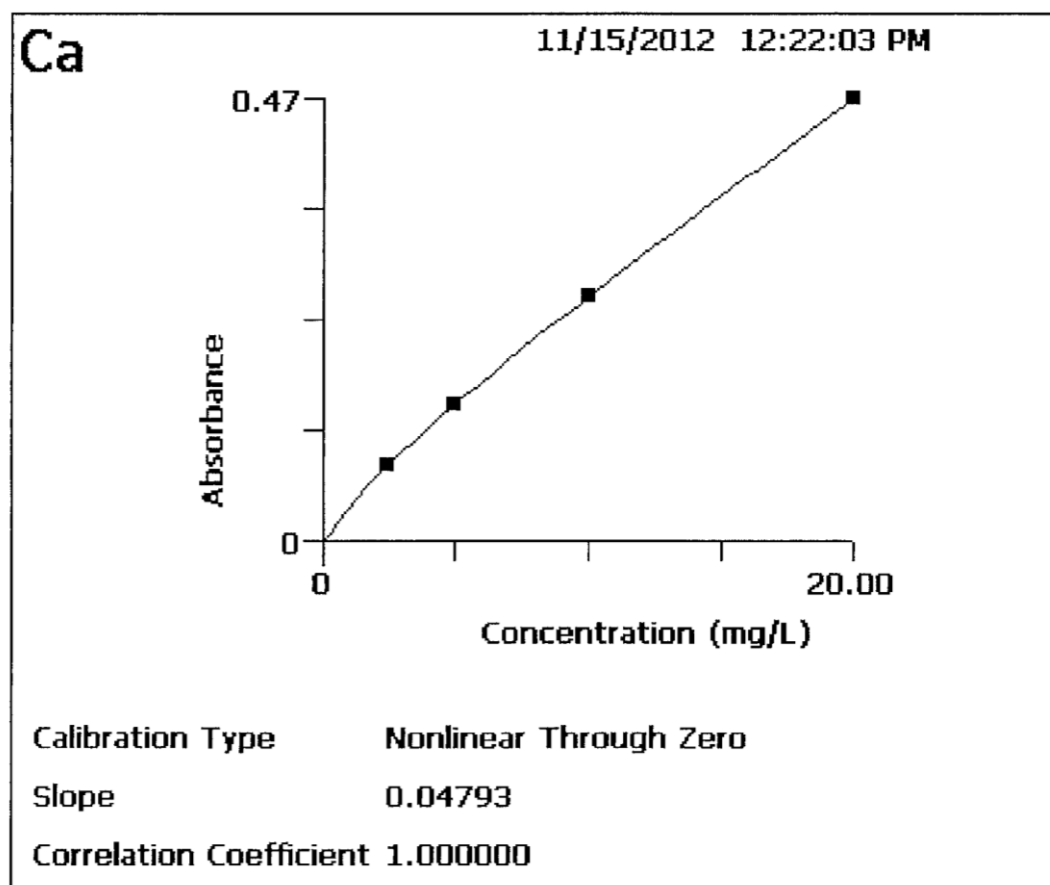


Abbildung 15: Kalibriergerade Calcium

2.6.3. Kaltdampf - AAS

Quecksilberbestimmungen sind auf Grund der hohen Toxizität des Elements in vielen Lebensbereichen bis in den ppb-Bereich notwendig. Die schlechte Empfindlichkeit in der Flammen-AAS und die sehr schwierige Matrixabtrennung in der Graphitrohr-AAS führten neben der Berücksichtigung der typischen Eigenschaften des Quecksilbers zur Entwicklung der Kaltdampf-Technik (Cold Vapour-Atomic Absorption Spectrometry, CV-AAS). Durch die hohe Nachweisempfindlichkeit, automatisiert arbeitende Probengeber und durch niedrige Kosten hat sich dieses Verfahren zur Quecksilberbestimmung bei Routineanalysen sehr weit verbreitet (Böcker 1997, S. 244).

2.6.3.1. Grundlagen

Quecksilber besitzt bei Raumtemperatur einen hohen Dampfdruck und lässt sich sehr einfach aus seinen Verbindungen zum elementaren Quecksilber reduzieren. Diese besonderen Eigenschaften von Quecksilber werden bei der Kaltdampf-AAS ausgenutzt, indem das Quecksilber direkt bestimmbar ist und lediglich nach Reduktion durch Natriumborhydrid oder Zinnchlorid mittels eines Inertgasstromes (Argon oder Stickstoff) in die Absorptionsküvette transportiert werden muss. Dadurch benötigt dieses Verfahren keine Atomisierungseinrichtung und kommt ohne hohe Temperaturen aus, womit es sich von den anderen AAS-Verfahren stark unterscheidet (Welz 1997, S. 501; Böcker 1997, S. 244). Lediglich um die Kondensation des Quecksilbers an den Quarzwänden der Absorptionszellen zu vermeiden und die Streuung von Licht an Wassertröpfchen zu verhindern, wird die Probe auf knapp über 100 °C erwärmt. Eine weitere Besonderheit des Verfahrens ist, dass die Messung auf einer Spektrallinie bei 253,7 nm erfolgt. Der dadurch entstehende Empfindlichkeitsverlust im Vergleich zur Messung auf der Resonanzlinie bei 184,9 nm ist notwendig, um eine starke Untergrundabsorption durch Luftsauerstoff zu verhindern, die kein analytisches Arbeiten zuließe (Cammann 2001, S. 4/46).

2.6.3.2. Ablauf der Messung

Die Messung des Quecksilbergehalts der einzelnen Proben erfolgte mittels des FIMS 400 Flow Injektion Mercury System der Firma Perkin Elmer, welches in Abbildung 16 zu sehen ist.

Das Quecksilber wird bei einer Wellenlänge von 253,7 nm als Hg^{2+} in leicht angesäuerter Lösung gemessen, wobei als Reduktionsmittel eine 0,2%ige Natriumborhydridlösung in 0,05%iger Natronlauge und als Carrierlösung eine in etwa 3%ige Salzsäure verwendet wurde.

Die Kalibrierung erfolgte anhand eines Hg-Standards für AAS (1000 mg/L) der Firma Fluka welcher mit 2%iger Salpetersäure auf 10 $\mu\text{g/L}$ verdünnt und mit Kaliumpermanganat stabilisiert wurde. Davon ausgehend wurde eine Kalibriergerade im Konzentrationsbereich von 1-10 $\mu\text{g/L}$ erstellt, die aus mindestens fünf Messpunkten besteht und jedenfalls einen Korrelationskoeffizienten von 0,9995 besitzt (siehe Abbildung 17).

Die Messung erfolgte rund 30 Minuten nach Inbetriebnahme der Lampe. Jede Probe wurde dreimal gemessen, wobei der daraus resultierende Mittelwert notiert wurde. Lag die Konzentration außerhalb des kalibrierten und damit messbaren Bereiches, wurde die Probe mit 2%iger Salpetersäure verdünnt und erneut gemessen.

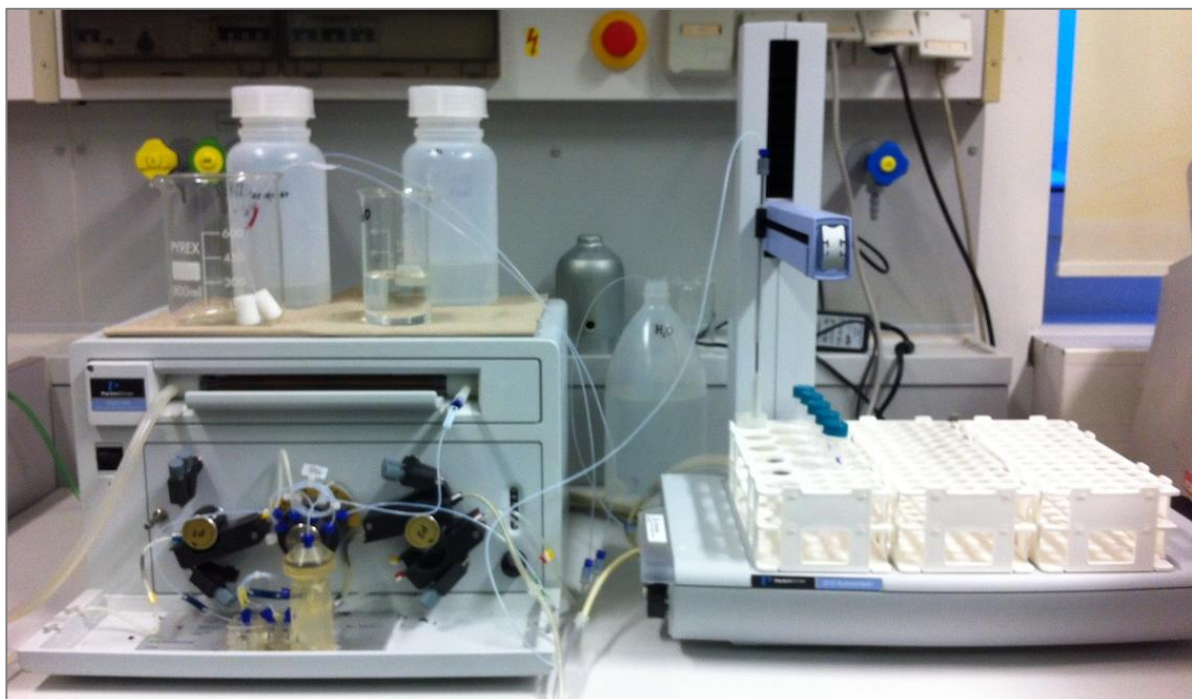


Abbildung 16: FIMS 400 mit Autosampler

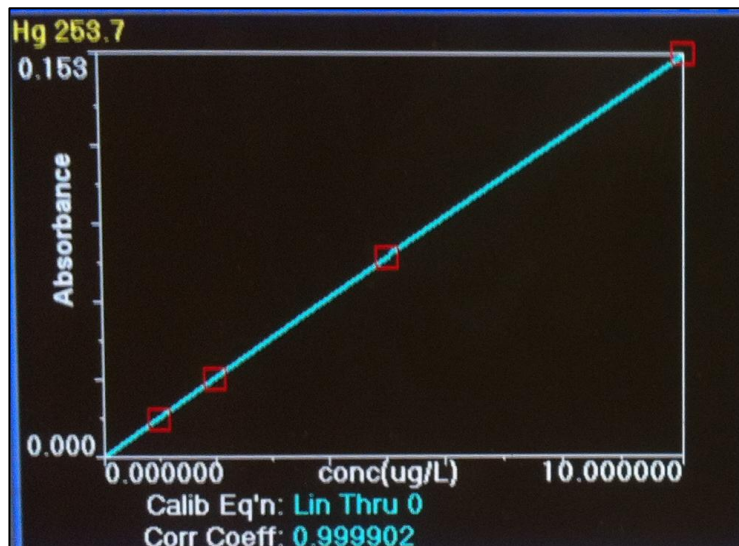


Abbildung 17: FIMS 400, Kalibriergerade

2.6.3.3. Evaluierung der Methode

Zur Evaluierung der Methode wurde der Quecksilbergehalt in zertifiziertem Referenzstandardmaterial des Natural Research Council Canada bestimmt. Dabei konnte bei elf Proben getrockneter Fischmuskulatur (DORM-3) eine Wiederfindungsrate von 103,9 % erreicht werden (Pirker 2012, S. 41).

Zusätzlich wurde vor Beginn der Messungen sechs Proben PACS-2 (Marines Sediment) des „Natural Research Institute of Canada“ nach identer Probenvorbereitung wie die Sedimentproben aus dem Wienfluss auf den Quecksilbergehalt untersucht, welche einen mittleren Quecksilbergehalt von 3,04 bei einer Standardabweichung von 0,20 aufweisen.

Nach spektroskopischer Analyse ergab sich eine mittlere Quecksilberkonzentration von 3,12 $\mu\text{g/g}$ Trockenmasse (TM) bei einer Standardabweichung von 0,074 $\mu\text{g/g}$ TM und einer Wiederfindungsrate von 102,55 %. Die nachfolgende Tabelle 7 gibt einen Überblick über die Analyse des Referenzmaterials PACS-2.

Element	PACS-2	Probe (n=6) ($\mu\text{g/g}$ TM)	Wiederfindungsrate (%)	NWG ($\mu\text{g/l}$)
Hg	3,04 $\pm$ 0,20	3,12 $\pm$ 0,074	102,55	0,1

Tabelle 7: Referenzmaterial PACS-2 (Hg-Gehalt, Messwerte, daraus resultierende Wiederfindungsrate und Nachweisgrenze)

2.6.4. DOC - Messung

2.6.4.1. Grundlagen

Der Kohlenstoffanteil einer Wasserprobe (Total Carbon, TC) setzt sich aus den organischen (Total Organic Carbon, TOC) und anorganischen (Total Inorganic Carbon, TIC) Bestandteilen zusammen, wodurch sich zwei Möglichkeiten der TOC-Bestimmung ergeben. Die erste Methode umfasst eine Direktbestimmung nach Eliminierung des anorganischen Kohlenstoffs, während die zweite Methode den TOC-Gehalt rechnerisch aus dem TC und TIC ermittelt (Cammann 2001, S. 10/12).

Zur Messung organischer Komponenten des Wassers wird zwischen dem Totalen Organischen Kohlenstoff (TOC), der den gesamten organischen Kohlenstoff umfasst und dem Gelösten Organischen Kohlenstoff (DOC) unterschieden. Der DOC ergibt sich aus jenem Anteil des TOC, der durch einen 0,45 µm Membranfilter nicht zurückgehalten wird und enthält daher eine Vielzahl von gelösten Verbindungen mit relativ kleiner Molmasse, wie Proteine und Kohlenhydrate, sowie auch Substanzen mit höherer Molmasse wie Huminstoffe. Ihnen kommt eine besondere Bedeutung zu, da durch Huminstoffe organische Umweltchemikalien gebunden werden (Fent 2007, S. 96).

2.6.4.2. Ablauf der Messung

Der für die Analyse verwendete TOC-V, Total Organic Carbon Analysator der Firma Shimadzu, bestimmt den organischen Kohlenstoff mittels der direkten Methode. Dabei werden die zuvor filtrierten Proben mit HCl angesäuert und mit synthetischer Luft ausgeblasen, um den anorganischen Kohlenstoff in Form von Kohlendioxid zu entfernen. Im nächsten Schritt erfolgt eine katalytische Oxidation bei rund 720 °C, wobei der in der Probe verbliebene Kohlenstoff zu Kohlendioxid verbrennt und mittels IR-Messzellen detektiert werden kann (Cammann 2001, S.10/12).

Zusätzlich zur DOC-Bestimmung wurde der gebundene Stickstoff (DN) des Wassers bestimmt, was durch das gewählte Oxidationsverfahren simultan erfolgte. Unter dem DN wird der gesamte gelöste (0,45 µm) Stickstoffanteil einer Probe verstanden, der in Form von Ammonium-, Nitrit-, Nitrat- oder organischen Verbindungen vorliegt. Die

Detektion des DN erfolgt durch katalytische Verbrennung bei circa 720 °C und anschließender Chemolumineszenz-Detektion (Shimadzu 2010, S.17).

2.7. Statistische Analyse

Die Auswertung und Analyse der Messwerte erfolgte mittels Microsoft Excel 2011 und SPSS Statistics Version 21.

3. Ergebnisse

3.1. Allgemeine Wasserparameter

In zehn Probenentnahmen wurden bei den verschiedenen Standorten jeweils die Temperatur, die Leitfähigkeit und der pH-Wert bestimmt. Tabelle 8 zeigt die durchschnittlichen Messwerte der einzelnen Standorte.

Standort	Anzahl der Proben	Temperatur [°C]	Leitfähigkeit [uS/cm]	pH-Wert
Wienerwaldsee (1)	10	17,97 ± 3,92	618,5 ± 36,48	7,91 ± 0,22
Purkersdorf (2)	10	16,15 ± 4,18	696,1 ± 35,25	8,18 ± 0,16
Hütteldorf (3)	10	17,04 ± 4,91	792,2 ± 78,49	8,38 ± 0,25
Hietzing (4)	10	16,25 ± 4,65	732,9 ± 66,94	8,40 ± 0,24
Pilgrambrücke (5)	10	18,41 ± 5,74	717,5 ± 85,75	8,62 ± 0,28
Stadtpark (6)	10	19,16 ± 5,16	713,5 ± 47,34	8,62 ± 0,41
Donaukanal (7)	10	16,83 ± 3,39	370,9 ± 32,14	8,23 ± 0,18

Tabelle 8: Mittelwerte (± Standardabweichung) allgemeiner Wasserparameter

Die Ergebnisse der Bestimmung des DOC- und DN-Gehalts des Wassers sind in Tabelle 9 dargestellt.

Standort	DOC (mg/L)				DN (mg/L)			
	n	MW	Min	Max	n	MW	Min	Max
Wienerwaldsee (1)	10	16,14	10,35	39,75	8	0,80	0,65	1,28
Purkersdorf (2)	10	15,56	10,41	37,47	8	1,33	1,10	1,96
Hütteldorf (3)	10	14,37	10,44	28,62	8	1,18	0,99	1,60
Hietzing (4)	10	13,01	9,37	22,14	8	1,13	0,89	1,58
Pilgrambrücke (5)	9	15,46	6,12	48,96	8	0,95	0,61	1,27
Stadtpark (6)	9	14,71	5,39	41,09	8	1,89	0,82	6,99
Donaukanal (7)	10	8,33	6,79	12,75	8	1,19	0,99	1,51

Tabelle 9: Durchschnittlicher DOC- und DN-Gehalt des Wassers an den verschiedenen Probenentnahmestellen

3.2. Flammen-AAS

Die Bestimmung der Ca^{2+} -, K^{+} -, Mg^{2+} - und Na^{+} -Ionen im Wasser erfolgte mittels Flammen-AAS. Die Mittelwerte der einzelnen Probenentnahmestellen sind in Tabelle 10 aufgelistet.

Standort	Calcium	Kalium	Magnesium	Natrium
Wienerwaldsee (1)	$69,34 \pm 2,69$	$4,03 \pm 0,75$	$9,62 \pm 0,39$	$17,43 \pm 4,79$
Purkersdorf (2)	$85,66 \pm 6,23$	$5,20 \pm 0,37$	$13,98 \pm 2,10$	$19,84 \pm 4,63$
Hütteldorf (3)	$98,43 \pm 5,31$	$4,26 \pm 0,14$	$16,15 \pm 0,93$	$19,76 \pm 5,14$
Hietzing (4)	$90,57 \pm 5,58$	$4,78 \pm 0,16$	$12,69 \pm 0,36$	$21,62 \pm 4,78$
Pilgrambrücke (5)	$81,18 \pm 6,18$	$6,32 \pm 1,17$	$14,26 \pm 0,48$	$23,76 \pm 4,95$
Stadtpark (6)	$78,63 \pm 6,74$	$7,03 \pm 1,17$	$16,40 \pm 2,18$	$20,25 \pm 4,72$
Donaukanal (7)	$53,02 \pm 3,61$	$1,88 \pm 0,05$	$9,84 \pm 0,30$	$9,39 \pm 2,71$

Tabelle 10: Mittelwerte ($\pm$ Standardfehler) in mg/L der Ca^{2+} -, K^{+} -, Mg^{2+} - und Na^{+} -Ionen Bestimmung mittels F-AAS (n=10)

3.3. Quecksilbergehalt in den verschiedenen Kompartimenten

3.3.1. Wasser

In den filtrierten Wasserproben konnte kein Quecksilber gefunden werden (Nachweisgrenze = $0,1 \mu\text{g/L}$).

3.3.2. Sediment

Die Bestimmung des Hg-Gehalts der Sedimente an den verschiedenen Stellen ergab folgende Ergebnisse:

- Die Probenentnahmestelle Wienerwaldsee hatte Quecksilberwerte zwischen $0,054$ und $3,519 \mu\text{g/g}$ Trockenmasse (TM), mit einem Mittelwert $0,392 \mu\text{g/g}$ TM und einer Standardabweichung von $0,789$. Das Sediment hatte einen Gehalt an

organischen Bestandteilen zwischen 9,6 und 30,5%, was einen Mittelwert von 16,8% und eine Standardabweichung von 6,1% entspricht.

- Bei der Probenentnahmestelle Purkersdorf lag der HG-Gehalt zwischen 0,0156 und 0,3451 $\mu\text{g/g TM}$, was einem Mittelwert von 0,164 $\mu\text{g/g TM}$ und einer Standardabweichung von 0,108 entspricht. Der Gehalt an organischen Bestandteilen des Sediments variierte zwischen 5,0 und 23,4%, bei einem Mittelwert von 14,5% und einer Standardabweichung von 5,8%.
- Am Probestandort Hütteldorf lagen die Werte zwischen 0,0216 und 7,264 $\mu\text{g/g TM}$, was gesamt einem Mittelwert von 0,458 $\mu\text{g/g TM}$ und einer Standardabweichung von 1,649 entspricht. Das Trockengewicht des Sediments hatte einen organischen Bestandteil zwischen 4,0 und 32,0%, was einem Mittelwert von 14,5% und einer Standardabweichung von 4,5% entspricht.
- Die Probenentnahmestelle Hietzing hatte Quecksilberwerte zwischen 0,023 und 1,621 $\mu\text{g/g TM}$, mit einem Mittelwert von 0,392 $\mu\text{g/g TM}$ und einer Standardabweichung von 0,468. Das Sediment hatte einen Gehalt an organischen Bestandteilen zwischen 1,9 und 24,9%, was einen Mittelwert von 12,6% und eine Standardabweichung von 5,9% entspricht.
- Bei der Probenentnahmestelle Pilgrambrücke lag der HG-Gehalt zwischen 0,053 und 0,16181 $\mu\text{g/g TM}$, was einem Mittelwert von 2,417 $\mu\text{g/g TM}$ und einer Standardabweichung von 5,146 entspricht. Der Gehalt an organischen Bestandteilen des Sediments lag zwischen 7,2 und 26,1%, bei einem Mittelwert von 12,8% und einer Standardabweichung von 4,8%.
- Am Probestandort Stadtpark lagen die Hg-Werte des Sediments zwischen 0,038 und 41,395 $\mu\text{g/g TM}$, was gesamt einem Mittelwert von 6,058 $\mu\text{g/g TM}$ und einer Standardabweichung von 9,869 entspricht. Die Trockenmasse des Sediments hatte einen organischen Bestandteil zwischen 1,0 und 22,3%, was einem Mittelwert von 7,9% und einer Standardabweichung von 5,2% entspricht.

In der nachfolgenden Tabelle 11 sind die Messergebnisse der Sedimentproben nach dem Hg-Gehalt und dem organischen Bestandteil zusammenfassend dargestellt.

Standort	n	Hg-Gehalt ($\mu\text{g/g TM}$)		Org.-Bestandteil (%)	
		MW $\pm$ STAW	Median	MW $\pm$ STAW	Median
Wienerwaldsee (1)	18	0,392 $\pm$ 0,789	0,205	18,29 $\pm$ 6,08	16,79
Purkersdorf (2)	16	0,164 $\pm$ 0,108	0,162	14,54 $\pm$ 5,78	13,49
Hütteldorf (3)	19	0,458 $\pm$ 1,649	0,068	10,19 $\pm$ 4,46	10,33
Hietzing (4)	14	0,392 $\pm$ 0,468	0,171	12,65 $\pm$ 5,94	13,04
Pilgrambrücke (5)	16	2,417 $\pm$ 5,146	0,473	12,84 $\pm$ 4,81	12,17
Stadtpark (6)	19	6,058 $\pm$ 9,869	2,865	7,89 $\pm$ 5,24	6,99

Tabelle 11: Mittel- und Medianwerte des Hg-Gehalts in $\mu\text{g/g TM}$ und des Gehalts an organischen Bestandteilen des Sediments in Prozent

Die Mediane der einzelnen Probeentnahmestellen sind in nachfolgender Abbildung 18 zu sehen (Boxplot-Darstellung).

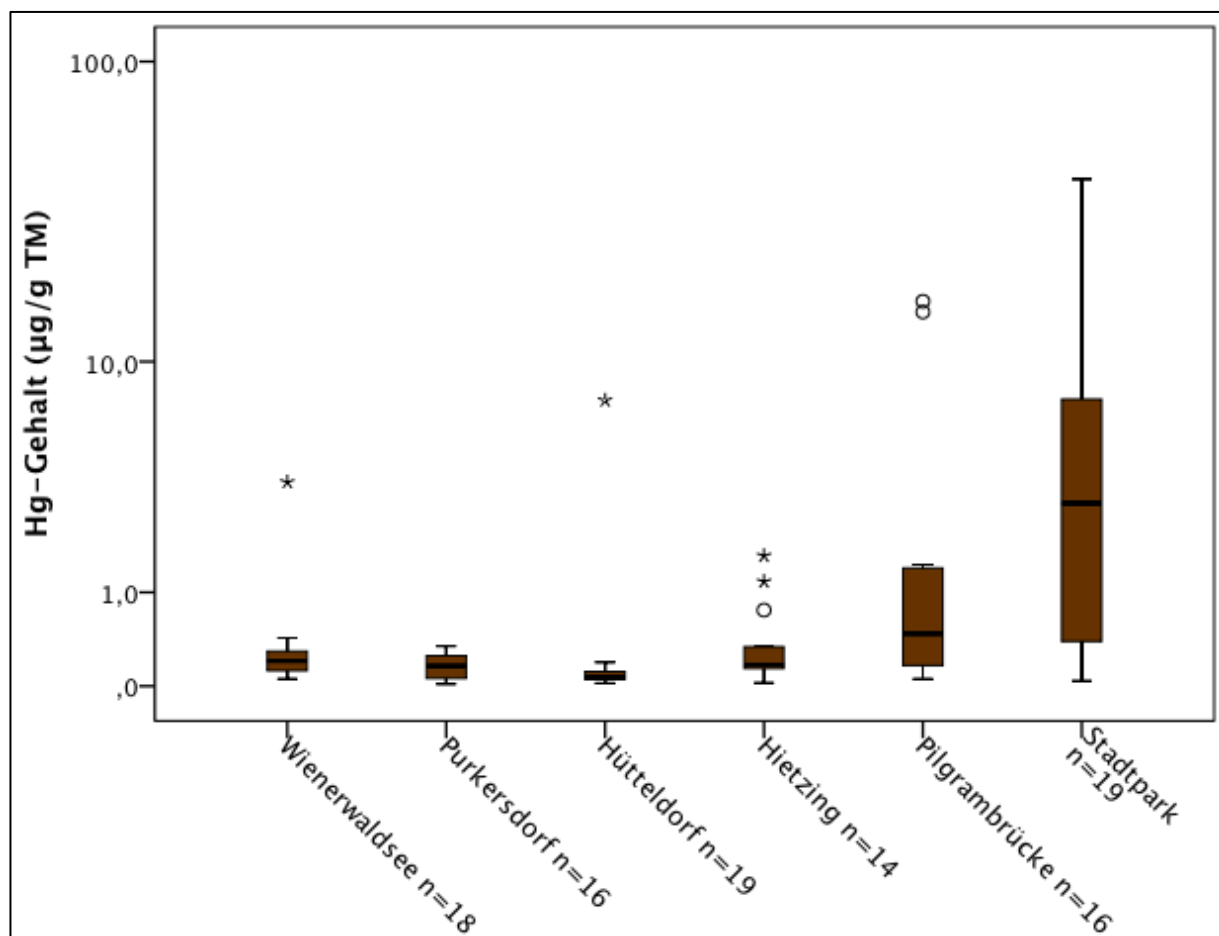


Abbildung 18: Boxplot, Hg-Gehalt der Sedimentproben nach Standorten

Bei der Probeentnahmestelle Stadtpark wurden Sedimentproben jeweils vor (SPK_VZ) und nach (SPK_NZ) Einlauf des Stadtparkabwassers entnommen. Die Ergebnisse sind in Abbildung 19 dargestellt.

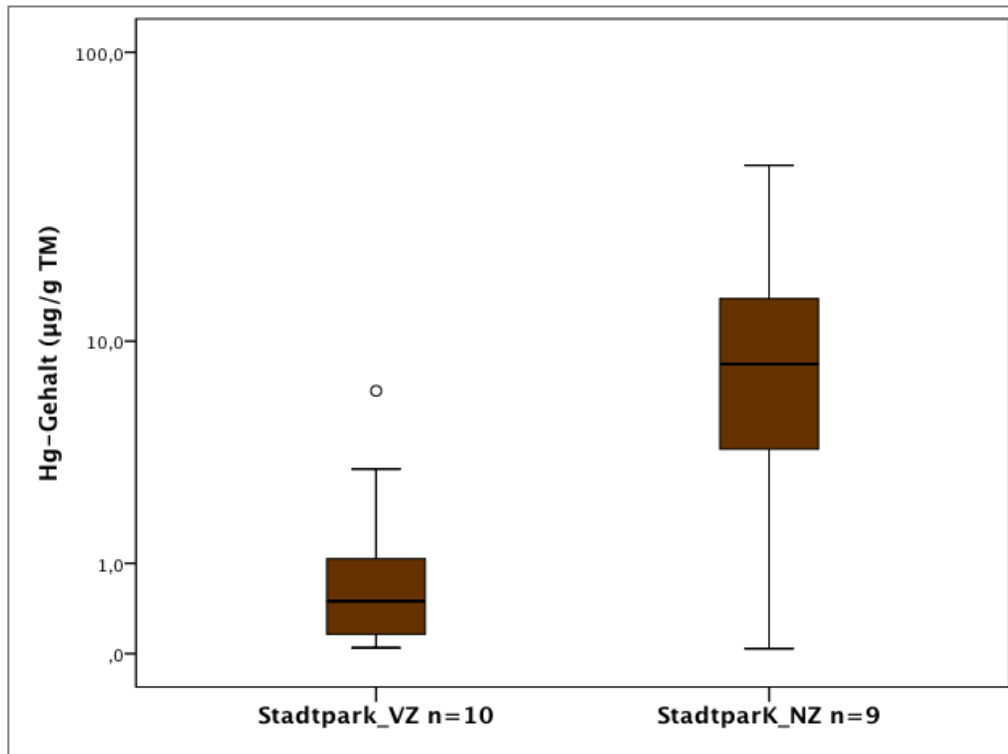


Abbildung 19: Hg-Gehalt des Standorts Stadtpark vor und nach Abwasserzufluss

Die Quecksilberkonzentration in Abhängigkeit des organischen Bestandteils der Sedimentproben ergab eine negative Korrelation.

3.3.3. Biofilm

Biofilm konnte an allen Probeentnahmestellen gefunden werden. Der Standort wurde auf Grund auffälliger Quecksilberwerte in zwei, respektive drei Stellen aufgeteilt. Die Probenentnahmen erfolgten beim ersten Standort vor Zulauf des Abwassers des Stadtparks (Stadtpark_VZ) und bei der zweiten Stelle nach Zulauf des Abwassers des Stadtparks (Stadtpark_NZ). Im weiteren Verlauf der Untersuchungen wurde ein dritter Probeentnahmeort hinzugefügt (Stadtpark_Z), bei welcher der Biofilm unmittelbar aus dem Abwasserzufluss entnommen wurden.

In Abbildung 20 ist der Hg-Gehalt der einzelnen Standorte dargestellt.

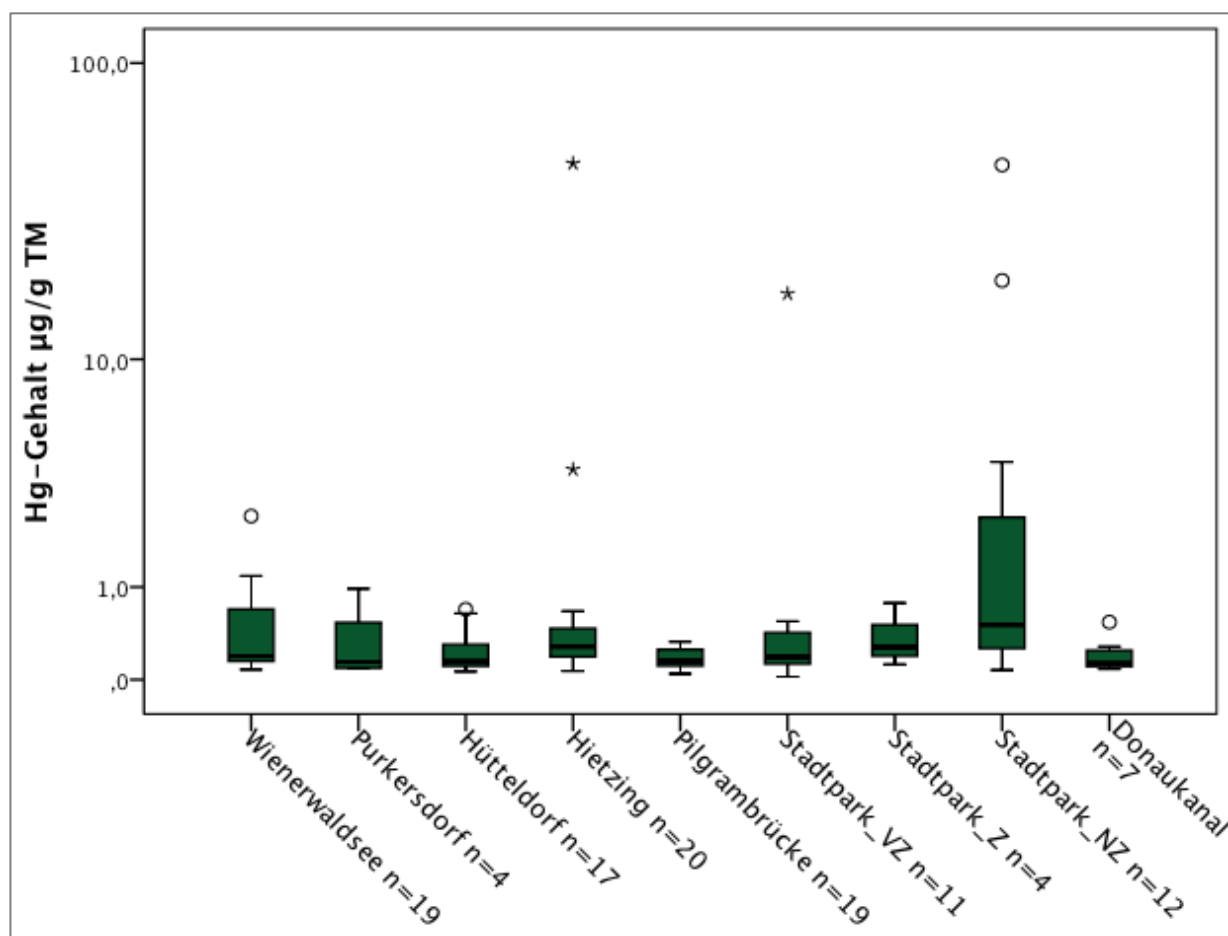


Abbildung 20: Boxplot-Darstellung, Hg-Gehalt Biofilm nach Standorten

Eine Zusammenfassung der Ergebnisse ist in Tabelle 12 zu finden.

Standort	n	Hg-Gehalt (µg/g TM)			
		MW ± STAW	Median	Min	Max
Wienerwaldsee (1)	19	0,477 ± 0,579	0,194	0,078	2,400
Purkersdorf (2)	4	0,337 ± 0,428	0,142	0,089	0,976
Hütteldorf (3)	17	0,243 ± 0,188	0,149	0,062	0,694
Hietzing (4)	20	2,781 ± 10,355	0,281	0,066	46,639
Pilgrambrücke (5)	19	0,172 ± 0,093	0,151	0,044	0,330
Stadtpark vor Zufluss (6_VZ)	11	1,755 ± 5,048	0,186	0,023	16,967
Stadtparkzufluss (6_Z)	4	0,362 ± 0,284	0,276	0,122	0,774
Stadtpark nach Zufluss (6_NZ)	12	6,097 ± 13,667	0,516	0,075	46,107
Donaukanal (7)	7	0,207 ± 0,162	0,131	0,083	0,538

Tabelle 12: Zusammenfassung der Hg-Messungen Biofilm

3.3.4. Moose

Alle submersen Moosproben stammten aus den Probenentnahmestellen Purkersdorf (n=13) bzw. Hütteldorf (n=11). Es handelte sich dabei um das Moos *Fontinalis antipyretica*, zu Deutsch das Gewöhnliche Quellmoos.

- An der Probenentnahmestelle Purkersdorf lag der Hg-Gehalt des Moores zwischen 0,041 und 0,647 $\mu\text{g/g TM}$, was gesamt einen Mittelwert von 0,275 $\mu\text{g/g TM}$ und eine Standardabweichung von 0,180 $\mu\text{g/g TM}$ ergibt.
- An der Probenentnahmestelle Hütteldorf lag der Hg-Gehalt des Moores zwischen 0,023 und 0,304 $\mu\text{g/g TM}$, bei einem Mittelwert von 0,137 $\mu\text{g/g TM}$ und einer Standardabweichung von 0,090 $\mu\text{g/g TM}$ ergibt.

In Abbildung 21 sind die Medianwerte der beiden Standorte dargestellt.

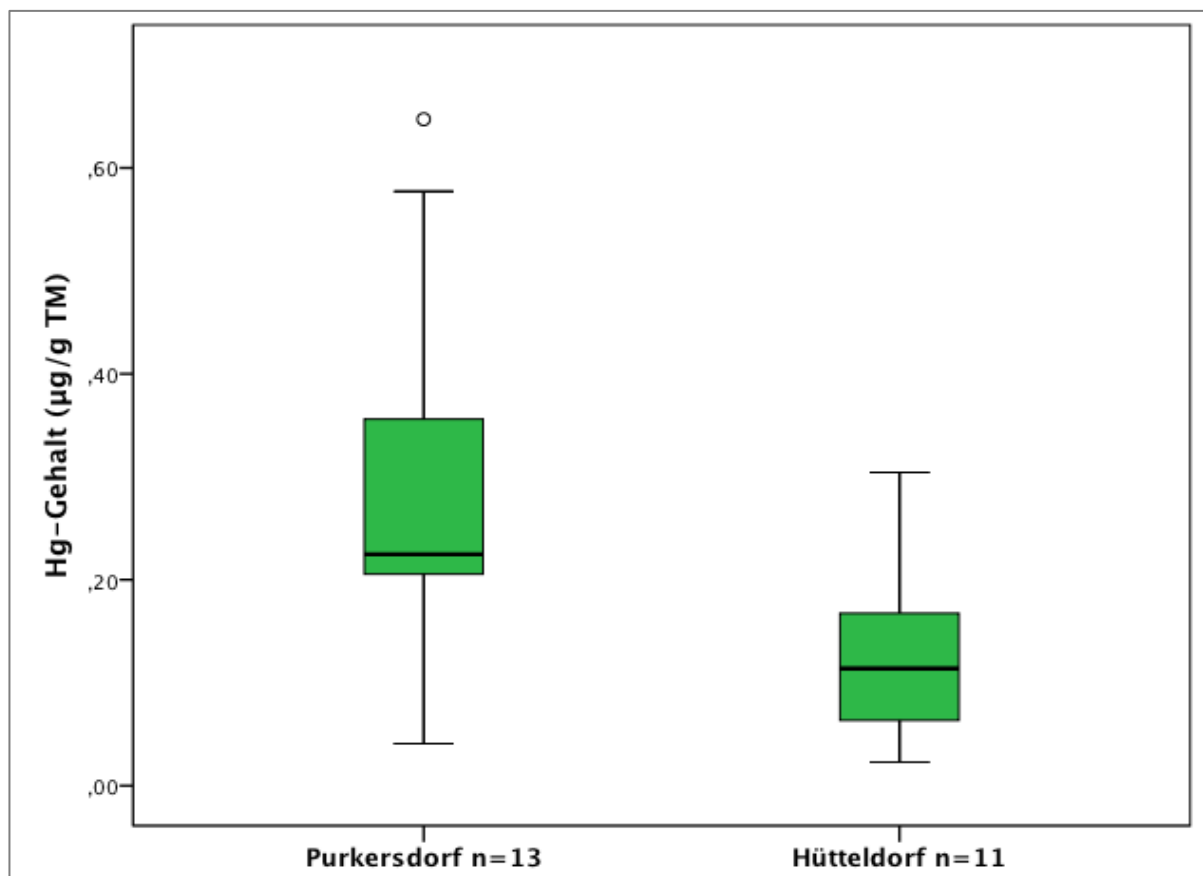


Abbildung 21: Hg-Gehalt des Moores

In Tabelle 13 sind die Ergebnisse der Messungen zusammengefasst.

Standort	n	Hg-Gehalt ($\mu\text{g/g TM}$)			
		MW $\pm$ STAW	Min	Max	Median
Purkersdorf	13	0,275 $\pm$ 0,180	0,041	0,647	0,225
Hütteldorf	11	0,137 $\pm$ 0,090	0,023	0,304	0,114

Tabelle 13: Durchschnittlicher Hg-Gehalt des Moores

3.3.5. Fische

Alle Fischproben wurden in unmittelbarer Nähe zur Probenentnahmestelle Wienerwaldsee entnommen. In Abbildung 22 sind die durchschnittlichen Quecksilberwerte der untersuchten Fische nach Gewebeart dargestellt.

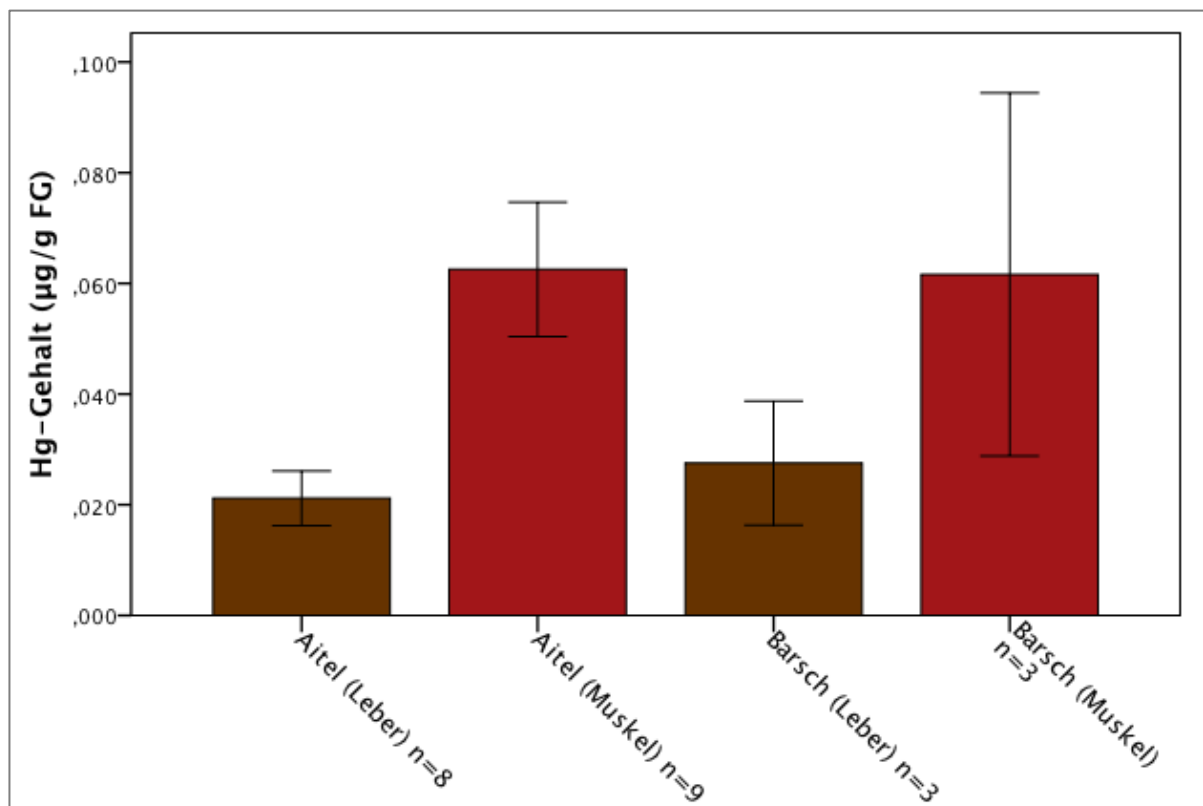


Abbildung 22: Hg-Gehalt (mit Standardfehler) in Leber- und Muskelgewebe der untersuchten Fische

Der Hg-Gehalt im Leber- und Muskelgewebe der untersuchten Fische in Abhängigkeit zur totalen Fischlänge ist in Abbildung 23 (Leber) und Abbildung 24 (Muskel) dargestellt.

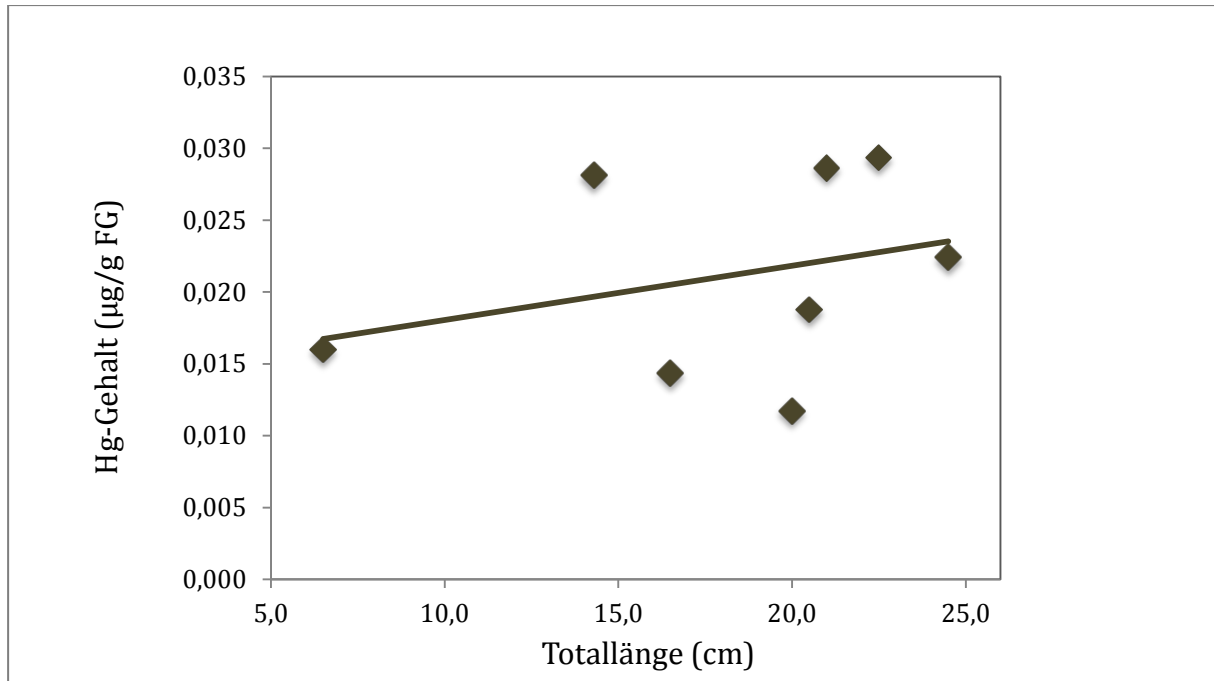


Abbildung 23: Hg-Gehalt im Lebergewebe des *S. cephalus* in Abhängigkeit zur Totallänge (n=8)

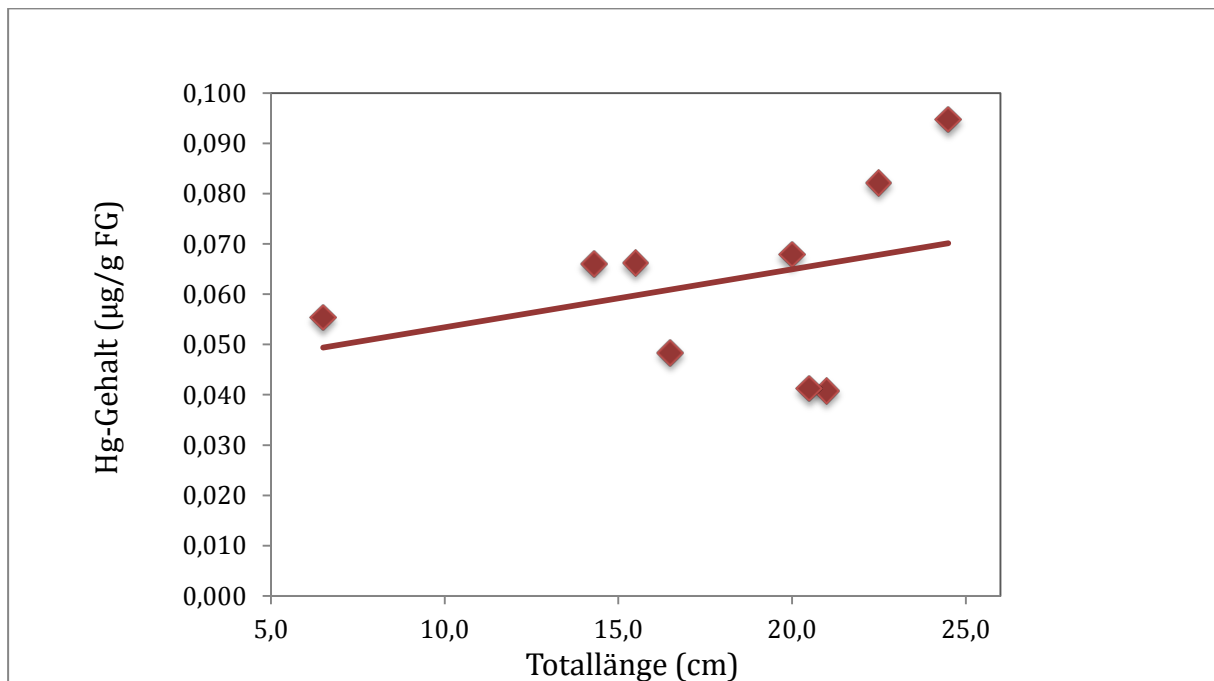


Abbildung 24: Hg-Gehalt im Muskelgewebe des *S. cephalus* in Abhängigkeit zur Totallänge (n=9)

Die Biokonzentrationsfaktoren (berechnet aus Hg-Gehalt des Muskelgewebes durch den Hg-Gehalt des Lebergewebes) der untersuchten Fische waren alle größer eins. Die einzelnen Werte sind in Tabelle 14 dargestellt.

Probe	Hg-Gehalt Muskel (µg/g)	Hg-Gehalt Leber (µg/g)	BCF _(Muskel/Leber)
Aitel 1	0,055	0,016	3,467
Aitel 2	0,041	0,029	1,424
Aitel 3	0,041	0,019	2,198
Aitel 4	0,095	0,022	4,226
Aitel 5	0,068	0,012	5,801
Aitel 6	0,048	0,014	3,370
Aitel 8	0,082	0,029	2,798
Aitel 9	0,066	0,028	2,348
Barsch 1	0,051	0,019	2,650
Barsch 2	0,040	0,025	1,592
Barsch 3	0,094	0,038	2,454

Tabelle 14: Biokonzentrationsfaktoren (BCF) der untersuchten Fische

In Abbildung 25 sind die Biokonzentrationsfaktoren des *S. cephalus* in Abhängigkeit der Totallänge der Fische dargestellt.

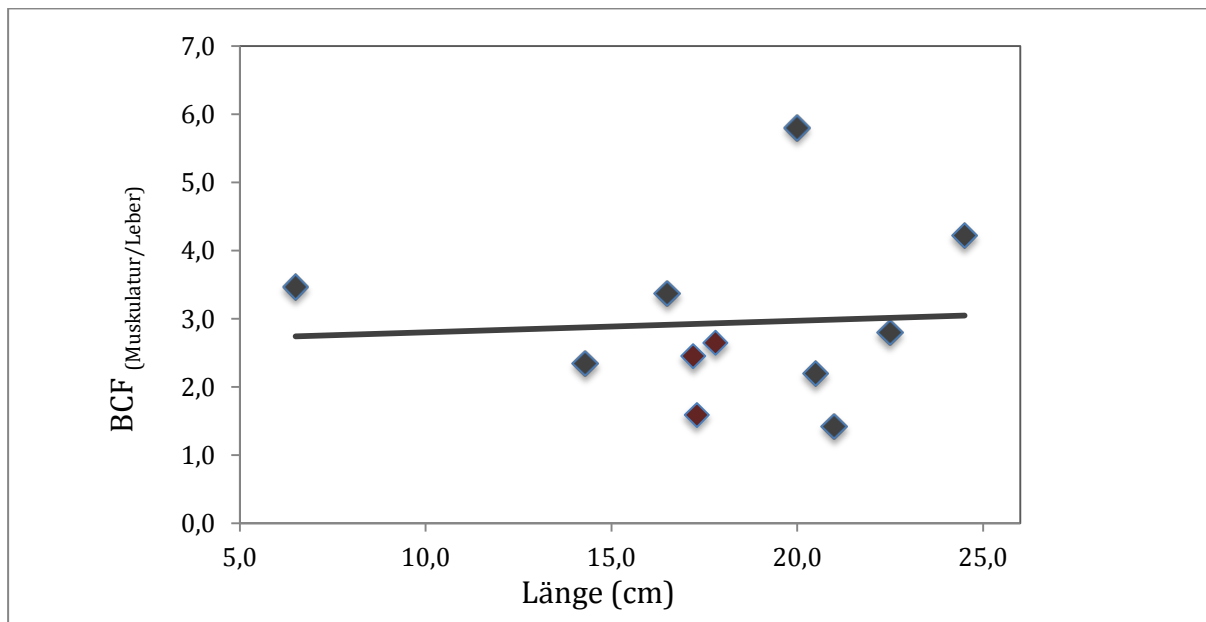


Abbildung 25: Biokonzentrationsfaktor (BCF, Muskulatur durch Leber) des *S. cephalus* (blaugraue Punkte) und des *P. fluviatilis* (rot Punkte) in Abhängigkeit der Totallänge (n=8)

Eine zusammenfassende Darstellung der Totallänge und des durchschnittlichen Hg-Gehalts des Leber- bzw. Muskelgewebes der untersuchten Fische befindet sich in nachfolgender Tabelle.

Fischart	n	Totallänge [cm]			Gewebe	Hg-Gehalt (µg/g FG)		
		MW± STAW	Min	Max		MW ± STAW	Min	Max
<i>S. cephalus</i>	8	18,2 ± 5,7	6,5	24,5	Leber	0,021 ± 0,007	0,012	0,029
	9	17,9 ± 5,4	6,5	24,5	Muskel	0,063 ± 0,018	0,041	0,095
<i>P. fluviatilis</i>	3	17,4 ± 0,3	17,2	17,8	Leber	0,028 ± 0,010	0,019	0,038
	3	17,4 ± 0,3	17,2	17,8	Muskel	0,062 ± 0,028	0,04	0,094

Tabelle 15: Totallänge und Hg-Gehalt im Leber- und Muskelgewebe der untersuchten Fische

4. Diskussion

Die in Kapitel 3 dargestellten Ergebnisse zeigen den Quecksilbergehalt in den verschiedenen Kompartimenten und werden nun im weiteren Verlauf auf mögliche Ursachen sowie Quellen der Belastung diskutiert.

4.1. Wasser

Die Europäische Union listet in ihrer Wasserrahmenrichtlinie (2000/60/EG) Quecksilber und seine Verbindungen als prioritäre Stoffe auf. In der Umweltqualitätsnorm der Tochterrichtlinie (2008/105/EG), die einen guten chemischen Zustand von Gewässer definiert, wird für Quecksilber und seine Verbindungen eine jährliche Durchschnittskonzentration (AA-EQS) von 0,05 µg/L und eine maximal zulässige Höchstkonzentration (MAC-EQS) von 0,07 µg/L in Oberflächengewässer vorgeschrieben.

Die Ergebnisse der Quecksilbermessungen im Wasser des Wienflusses lagen alle unter der Nachweisgrenze von 0,1 µg/L und deuten daher auf keine wesentliche Belastung des Wienflusses hin. Durch die hierfür gewählte Methode der CV-AAS lassen sich jedoch keine Rückschlüsse bezüglich der Einhaltung der Umweltqualitätsnorm treffen, da die von der Europäischen Union festgelegten Grenzwerte unterhalb dieser Nachweisgrenze liegen.

Der Wienfluss besitzt nach Erhebungen des Umweltbundesamts eine biologische Gewässergüteklasse von II-III im Oberlauf sowie von III im Unterlauf des Flusses (Umweltbundesamt 2002). Die Temperatur-, die Leitfähigkeit- und die pH-Wert-Messungen sowie die Bestimmung der häufigsten in unseren Oberflächengewässern gelösten Metalle entsprachen gewöhnlichen Messwertbereichen (BAW 2010; Schopf 2009) und veränderten sich je nach Wetter- und Niederschlagsverhältnissen leicht, ohne dass es durch große Schwankungen zu starken Veränderungen der physikalischen und chemischen Parametern des Gewässers kam. Folglich entsprechen die chemischen und ökologischen Verhältnisse des Wassers im Wienfluss jenen eines mitteleuropäischen Oberflächengewässers. Es handelt sich dabei um ein gut gepuffertes, Carbonat-definiertes Oberflächengewässer, welches einen hohen Gehalt an gelösten organischen

Bestandteilen besitzt. Die gemessenen, relativ hohen DOC-Werte des Wienflusses bestätigen frühere Messungen (Umweltbundesamt 2006) und führen zu einer Überschreitung des Immissionsgrenzwertes gemäß der Allgemeinen Immissionsverordnung für Fließgewässer (Stand 1995).

4.2. Sediment

Sedimente ermöglichen einen effektiven Weg, den anthropogenen Anteil an Quecksilberemissionen zu beobachten. Das Quecksilber wird überwiegend in der anorganischen Form Hg^{2+} aufgenommen, womit es entweder als anorganisches oder als im Sediment methyliertes organisches Quecksilber von Wasserorganismen aufgenommen wird und so in die Nahrungskette gelangt (Xiujuan et al. 2012; Zhong & Wang 2008; Pan et al. 2011).

Die oberflächlichen Sedimentproben des Wienflusses sind im Oberlauf des Flusses sehr unterschiedlich zu jenen im Unterlauf. Die Medianwerte der Probenentnahmestellen Wienerwaldsee, Purkersdorf, Hütteldorf und Hietzing sind allesamt unter einem Quecksilbergehalt von 0,21 $\mu\text{g/g}$ Trockenmasse. Deutlich höhere Medianwerte finden sich bei der Pilgrambrücke (0,47 $\mu\text{g/g}$ TM) und im Stadtpark (2,86 $\mu\text{g/g}$ TM), wobei letztgenannte Probenentnahmestelle besonders belastet ist. Allen Standorten ist gemein, dass die Messergebnisse sehr streuen und die Mittelwerte die Medianwerte weit übersteigen. Für den Geoakkumulationsindex nach Müller (1979) ergibt sich eine Sedimentqualität von „praktisch unbelastet“ (Probenentnahmestellen eins bis vier) sowie „unbelastet bis mäßig belastet“ (Probenentnahmestelle Pilgrambrücke). Lediglich im Unterlauf des Wienflusses, bei der Probenentnahmestelle Stadtpark, ist die Sedimentqualität „stark belastet“ (Umweltbundesamt 2004).

Die im Rahmen dieser Untersuchungen erhobenen Konzentrationen stimmen tendenziell mit den Erhebungen des Umweltbundesamts bezüglich der Quecksilberbelastung des Wienflusses überein, unterscheiden sich aber etwas in der Höhe der Belastung. In den Erhebungen des Umweltbundesamtes im Zeitraum Jänner 2001 bis Dezember 2002 wurden Mediane von 0,27 mg/kg Trockenmasse bei Wien Penzing („praktisch unbelastet“) und 1,5 mg/kg Trockenmasse beim Stadtpark („mäßig bis stark belastet“) gemessen.

Die relativ geringe Quecksilberbelastung im natürlichen Oberlauf des Flusses lässt sich durch die fehlenden anthropogenen Einflüsse erklären, die aus einer geringen Anzahl an Industriebetrieben sowie einer geringen Bevölkerungsdichte in unmittelbarer Nähe resultieren. Gleichzeitig ist der stark vorhandene anthropogene Einfluss im unteren Teil des Flusses eine mögliche und wahrscheinliche Erklärung für die starke Quecksilberbelastung in diesem Teil. Dieser Zusammenhang zwischen erhöhten Quecksilberwerten in Sedimenten durch anthropogene Einflüsse wird in mehreren Studien bestätigt und allseits anerkannt (Mikac et al. 1999; Xiujuan 2012). Darüber hinaus kommt der überwiegende Anteil des Quecksilbers durch die Entsorgung von quecksilberhaltigen Produkten zustande, besonders wenn andere, große Emissionsquellen in dieser Region fehlen (Kuepouo 2013). Laut Auskunft von Herrn Löffler vom Magistrat 45 wird in regelmäßiger Häufigkeit jeglicher Müll im Wienfluss entsorgt, der im Falle von alten Thermometern, Batterien oder Fiebermessgeräten auch Quecksilber enthält und so die starke Belastung erklären würde.

Die negative Korrelation des Quecksilbergehalts des Sediments im Wienfluss mit dem organischen Bestandteil der Probe, widerspricht aktuellen Erkenntnissen, dass die Anreicherung von Quecksilber im Zusammenhang mit organischen Bestandteilen steht (Kim et al. 1997). Diese Ergebnisse deuten jedoch wiederum auf erhöhte Anteile von anorganischem Hg^{2+} in den Proben hin, die durch Hg-Abfälle in den Fluss gelangen.

4.3. Biofilm

Biofilm ist ein komplexes biologisches System und ist die bevorzugte Lebensform von Mikroorganismen, durch deren Anlagerung an Grenzflächen Biofilm entsteht. (Flemming und Wingender 2002). Die Bioakkumulation von Schwermetallen im Wasser kann einerseits durch Biomasse in Form von organischer Materie im Wasser oder Sediment und andererseits durch die Mikroorganismen (Algen, Bakterien, Pilze) selbst geschehen. Letztere nehmen Schwermetalle wie Quecksilber aus dem Wasser auf, wobei das Quecksilber durch besonders starke Bindungen zum Biofilm bevorzugt akkumuliert wird. (Kubik 2007, S. 20-23).

Die ausgearbeiteten Messwerte bestätigen die durch die Sedimentanalysen festgestellten Quecksilberkonzentrationen des Flusses bei den ersten vier

Probenentnahmestellen. Medianwerte unter 0,29 µg/g TM zeigen die relativ geringe Belastung des Flusses in diesem Bereich. Die Ergebnisse im Stadtpark, ausgedrückt unter anderem durch einen Medianwert von 0,52 µg/g TM, zeigen wiederum die Belastung des Flusses in diesem Teil. Ein vergleichbarer Hg-Gehalt mit $0,521 \pm 0,03$ µg/g TM wurde bei Biofilmprouben in der Schwechat gefunden, wobei sich dieser Untersuchungsstandort unmittelbar vor Einlauf der Schwechat in die Donau und damit wie der Stadtpark in einem stark anthropogen beeinflussten Teil des Flusses befindet (Braunsteiner 2010).

Die erhöhte Quecksilberkonzentration im Unterlauf des Flusses hat keinerlei nachvollziehbare oder sichtbare Auswirkungen auf das Gewässer bzw. den Biofilm im Donaukanal. Unmittelbar nach Einlauf des Wienflusses in den Donaukanal findet sich mit einem Medianwert von 0,13 µg/g TM der niedrigste Wert der Messungen.

Insgesamt ergibt sich eine etwas geringere Belastung im Biofilm als im Sediment, wobei einzelne Ausreißer bei einigen Standorten zu verhältnismäßig großen Mittwerten mit großer Standardabweichung führen und wie bei den Sedimentproben auf anorganisches Hg^{2+} aus Abfällen hinweisen.

4.4. Moose und Wasserpflanzen

Moose werden schon seit einigen Jahren als Indikatoren für Schwermetallbelastung bzw. zur Messung atmosphärischer Schwermetalldeposition (aufgrund der überwiegenden Nahrungsaufnahme von Moosen durch trockene oder nasse Deposition) verwendet. Sie stellen eine günstige und effektive Methode dar, die Schwermetallbelastung über einen längeren Zeitraum zu beobachten. Die Anfänge gehen auf Arbeiten von Rühling und Tyler im Jahre 1968 zurück (Harmens et al. 2008; Thöni et al. 2011). Einige Jahre später wurde die „European Moss Survey“ ins Leben gerufen, welche die Schwermetallbelastung von Moosen seit misst. Im Rahmen der Studie wird in regelmäßigen Abständen die Belastung durch zehn Schwermetalle, unter anderem Blei, Cadmium und Quecksilber, untersucht (Harmens et al. 2010). Die Mehrheit der europäischen Staaten weist leicht zurückgehende Quecksilbergehalte bei Moosen auf. In Österreich nahm der Medianwert des Gehalts an Quecksilber in µg/g

innerhalb der Jahre 1995 und 2005 ebenfalls leicht ab und liegt bei 0,051 µg/g Trockengewicht (Harmens et al. 2010; Zechmeister et al. 2008).

Die Ergebnisse der Untersuchungen im Wienfluss (Tabelle 13) zeigen Medianwerte von 0,23 µg/g Trockengewicht bei der Probenentnahmestelle Purkersdorf sowie 0,11 µg/g Trockengewicht bei der Probenentnahmestelle Hütteldorf und weisen somit wesentlich höhere Werte als der österreichische Durchschnitt auf. Ein wesentlicher Unterschied dabei ist, dass es sich bei den Moosproben um submerses Moos und nicht wie bei der „European Moss Survey“ um terrestrisches Moos handelt. Dieser Unterschied und die relativ hohen Werte der submersen Moosproben im Vergleich zu Quecksilberkonzentration in anderen Kompartimenten wie dem Sediment deuten darauf hin, dass Moose allgemein gut Quecksilber anreichern und nicht unbedingt auf eine Quecksilberbelastung hinweisen müssen. Diese Ergebnisse decken sich auch mit Erhebungen in der Schwechat durch Braunsteiner im Jahre 2010, bei denen die Medianwerte in weitestgehend unbelasteten Teilen des Flusses im Moos wesentlich höher waren als im Sediment (Braunsteiner 2010).

Bei der Probenentnahmestelle Purkersdorf konnte einmalig eine Wasserpflanze der Art *Lysimachia nummularia* gefunden werden. Die noch sehr junge Pflanze hatte einen Hg-Gehalt von 0,515 µg/g TM, bei einem organischen Bestandteil von 64,4%. Der Quecksilberwert der Pflanze unterscheidet sich damit, wie jener der Moosproben, deutlich von Konzentrationen in anderen Kompartimenten (Biofilm, Sediment), die an diesem Standort gemessen worden sind. Quecksilberkonzentrationen in Wasserpflanzen (*Myiophyllum spicatum* und *Potamogeton pectinatus*) aus dem Neusiedler See, die im Vergleich zu anderen Kompartimenten ebenfalls deutlich höhere Werte zeigten (Pirker 2012), lassen Raum für Spekulationen. Ein Vergleich dieser Proben ist zwar nicht nur aufgrund einer Probenanzahl von n=1 nicht zulässig, jedoch lässt er basierend auf den von Pirker erhobenen Daten auf eine gute Anreicherung von Hg dieser Pflanze deuten.

4.5. Fische

Die Ergebnisse zeigen einen geringen Quecksilbergehalt in jedem der untersuchten Fische (Abbildung 24, Tabelle 15), wobei die Mittelwerte des Hg-Gehalts in den

verschiedenen Kompartimenten des *S. cephalus* und des *P. fluviatilis* sehr ähnliche Belastungen ergeben. Im Muskelgewebe sind die Unterschiede mit $0,063 \pm 0,018 \mu\text{g/g}$ Frischgewicht sowie $0,062 \pm 0,028 \text{ } 018 \mu\text{g/g}$ Frischgewicht minimal. Auch im Lebergewebe mit $0,021 \pm 0,007 \text{ } 018 \mu\text{g/g}$ Frischgewicht und $0,028 \pm 0,010 \text{ } 018 \mu\text{g/g}$ Frischgewicht finden sich ähnliche Hg-Gehalte wieder. Somit wird die geringe Belastung des Wienflusses im oberen Flusslauf, wie in den anderen Kompartimenten dargestellt, bestätigt. Ein ähnlicher Zusammenhang findet sich im Svratka Fluss in der Slowakei, der bei Probenentnahmestellen mit relativ unbelasteten Flusssedimenten Quecksilberkonzentrationen im Muskel von $0,08 \pm 0,03 \mu\text{g/g}$ Frischgewicht besitzt (Kruzikova 2009). Bei Erhebungen der Elbe in Tschechien finden sich in niedrig belasteten Flussabschnitten niedrige Quecksilberwerte von unter $0,1 \mu\text{g/g}$ Frischgewicht im Muskelgewebe des *S. cephalus* (Dusek et al. 2005).

Die Ergebnisse der Proben aus dem Wienfluss sind jedoch aufgrund der geringen Probenanzahl nur bedingt gültig und lassen beim *P. fluviatilis* keine signifikanten Aussagen zu. Darüber hinaus muss beachtet werden, dass es sich bei den Fischen der Art *S. cephalus* um Jungtiere handelt, während die Exemplare des *P. fluviatilis* ausgewachsen sind. Folglich sollte die Quecksilberkonzentration in den Jungtieren durch die kontinuierliche Anreicherung von Hg weiter zunehmen (Kapitel 1.7.1.), was durch die geringe Belastung des Flusses jedoch nicht zu erwarten ist, da der Raubfisch *P. fluviatilis* (normalerweise hohe Quecksilberakkumulation) ähnlich niedrige Werten aufweist.

Die Abhängigkeit des Quecksilbergehalts vom dem Alter der Fische, welches in unmittelbarem Zusammenhang mit der Totallänge des Fisches liegt, konnte auch in dieser Arbeit bestätigt werden. So findet sich sowohl im Leber- als auch Muskelgewebe eine positive Korrelation zwischen Hg-Gehalt und Totallänge des *S. cephalus* wieder (Abbildung 25 und 26).

All diese Fischproben weisen im Muskelgewebe signifikant höhere Quecksilberkonzentrationen als im Lebergewebe wieder. Daraus ergeben sich Biokonzentrationsfaktoren (BCF von Muskel durch Leber) größer Eins, die dem aktuellen Forschungsstand, dass Quecksilberkonzentrationen im Muskelgewebe größer sind als im Lebergewebe, entsprechen. Vergleichbare Ergebnisse lieferten Untersuchungen in Kanada (Yang et al. 2010) sowie in Patagonien (Rizzo 2011).

5. Conclusio

Die Analysemethode, basierend auf einem Mikrowellenaufschluss und einer spektroskopischen Analyse mittel CV-AAS, zeichnet sich als schnelle, einfache und genaue Methode mit niedriger Nachweisgrenze zur Quecksilberbestimmung aus.

Die Ergebnisse der Messungen weisen Ähnlichkeiten zwischen den verschiedenen, untersuchten Kompartimenten auf. Der Wienfluss ist im Oberlauf und zu Beginn des regulierten Teiles des Flusses relativ unbelastet. Eine signifikante Belastung findet sich in Sediment- sowie Biofilmproben im Unterlauf des Flusses bei der Probenentnahmestelle Stadtpark, die weitestgehend anthropogenen Ursachen bedingt ist.

Alle Fischproben in der Nähe der Probenentnahmestelle Wienerwaldsee zeigen niedrige Quecksilberkonzentrationen. Die Konzentration ist dabei im Muskelgewebe signifikant höher als die im Lebergewebe und nimmt allgemein mit der Totallänge des Fisches zu.

Die submersen Moosproben waren zeigten relativ unbelastete Ergebnisse, reichern Quecksilber aber in verhältnismäßig hohen Konzentrationen an.

Weitere Untersuchungen könnten die genauen Hintergründe der Quecksilberherkunft sicherstellen sowie die Quecksilberbelastung von stationären Fischen unmittelbar nach Einlauf des Wienflusses in den Donaukanal erheben.

Literaturverzeichnis

Barkay, T. et al.: Bacterial mercury resistance from atoms to ecosystems. In FEMS Microbiology Reviews, 27, S. 355-384, 2003.

BAW (Bundesamt für Wasserwirtschaft): Wassergüte der Donau 2008-2009. Schriftreihe des Bundesamtes für Wasserwirtschaft, Band 34. Wien, 2010.

Benoit, J.M. et al.: Sulfide controls on mercury speciation and bioavailability to methylating bacteria in sediment pore waters. In: Environ. Sci. Technol. 33, S.951-957, 1999.

Bipro (Beratungsgesellschaft für integrierte Problemlösungen): Requirments for facilities and acceptance criteria for the disposal of metallic mercury. Final Report. European Commission, Brüssel, 2010.

Black et al.: Mercury in the Marine Environment. In: Bank, M. S.: Mercury in the Environment: Pattern and Process. University of California Press, S. 167-222, 2012

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

Breuer, H.: Dtv Atlas zur Chemie. Band 1, Allgemeine und anorganische Chemie. Deutscher Taschenbuch Verlag, München, 2006.

Cammann, K. (Hrsg.): Instrumentelle Analytische Chemie. Verfahren, Anwendungen und Qualitätssicherung. Spektrum Akademischer Verlag GmbH, Berlin, 2001.

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

Castro-Gonzalez, M.I.; Mendez-Armenta, M.: Heavy metals: Implications associated to fish consumption. In: Environmental Toxicology and Pharmacology, 26, S. 263-271, 2008.

Pirker, D.: Quecksilber im Neusiedler See. Diplomarbeit, Wien, 2012.

Bundesamt für Gesundheit: Quecksilber. Eidgenössisches Departement des Innern EDI, Bern, 2012.

Dang, F.; Wang, W.-X.: Why mercury concentration increases with fish size? Biokinetic explanation. In: Environmental Pollution, 163, S.192-198, 2012.

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

Deutsche Norm DIN 51401-1: Normenausschuss Materialprüfung (NMP). Deutsches Institut für Normierung, Beuth-Verlag, Berlin, 1992

Dusek, L. et al.: Bioaccumulation of mercury in muscle tissue of fish in the Elbe River (Czech Republic): multispecies monitoring study 1991–1996. In: Ecotoxicology and Environmental Safety 61, S. 256-267, 2005.

Eisler, R.: Chapter 3-Fishes. In: Compendium of Trace Metals and Marine Biota, Volume 2, S. 39-220, 2010.

Europäische Kommission: Verordnung Nr. 1881/2006 zur Festsetzung der Höchstgehalte für bestimmte Kontaminanten in Lebensmitteln. Brüssel, 2006.

Europäische Kommission: Environmental Quality Standards für prioritäre Substanzen und andere Schadstoffe. Directive 2008/105/EC, Brüssel, 2008.

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

Flemming, H. C.; Wingender, J.: Was Biofilme zusammenhält. In: Chemie unserer Zeit 36, S. 30-42, 2002.

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, S.:53-111, 1997.

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

Greim, H.; Deml, E.: Toxikologie. Eine Einführung für Naturwissenschaftler und Mediziner. Wiley-VCH Verlag, Weinheim, 1996.

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

Harmens, H. et al.: Temporal trends (1990-2000) in the concentration of cadmium, lead and mercury in mosses across Europe. In: Environmental Pollution 151, S. 368-376, 2008.

Harmens, H. et al. Mosses as biomonitors of atmospheric heavy metal deposition: Spatial patterns and temporal trends in Europe. In: Environmental Pollution 158, S. 3144-3156, 2010.

Holleman-Wiberg: Lehrbuch der Anorganischen Chemie. De Gruyter Verlag. 1976

Holmes, C.; Yang, X.; Jacob, D.J.: Is atomic bromine a major global oxidant of atmospheric mercury? In: Geophysical Research Letters, 33:L20808, 2006.

Johansson, K.; Bergback, B.; Tyler, G.: Impact of atmospheric long range transport of lead, mercury and cadmium on the Swedish forest environment. In: Water, Air & Soil Pollution, Focus 1, S. 279–297, 2001.

Jungwirth, M. et al.: Angewandte Fischökologie an Fließgewässern. Facultas Universitätsverlag, 2003.

Kaim, W.; Schwederski, B.: Bioanorganische Chemie. Zur Funktion chemischer Elemente in Lebensprozessen. 4. Auflage, Teubner Verlag, Wiesbaden, 2005.

Kerin, E. J. et al.: Mercury methylation by dissimilatory iron-reducing bacteria. In: Applied Environmental Microbiology 72(12), S. 7919-7921, 2006.

Kim, K-H. et al.: 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, S.: 185-212, 1997.

Kruzikova, K. et al.: Mercury and methylmercury content in muscle of chub and in sediment from the Svitava and Svratka rivers. In: Toxicology Letters 189, 2009.

Kubik, A.: Biofilme als mögliche Indikatoren für Umweltbelastungen. Dissertation, Jena, 2007.

Kuepouo, G.: Estimating environmental release of mercury from medical-thermometers and potential “hot spot” development: Case study of need for improved waste management capacity in Cameroon. In: Resources, Conservation and Recycling 71, S. 48-52, 2013.

Lindberg, S. et al.: 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.

Lin, C.-J.; Pehkonen, S.: The chemistry of atmospheric mercury: a review. In: Atmospheric Environment, 33, S. 2067– 79, 1999.

Marx, J.: Antikörper zum Nachweis von Quecksilber (II). Herbert Utz Verlag, München, 1997.

Mason, R. P.; Sheu, G.-R.: Role of the ocean in the global mercury cycle. In: Global Biogeochemical Cycles, Vol. 16, 2002.

Mason, R.P. et al.: Mercury biogeochemical cycling in the ocean and policy implications. In: Environmental Research 199, S.101-117, 2012.

McKelvey, W.; Oken, E.: Mercury and Public Health: An Assessment of Human Exposure. In: Bank, M. S.: Mercury in the Environment: Pattern and Process. University of California Press, S. 267-288, 2012

Mikac, N. et al.: Speciation of Mercury in Sediments of the Seine Estuary (France). Applied Organometallic Chemistry 13, S. 715-725, 1999

Muus, P.; Dahlström, B. J.: Süßwasserfische Europas: Biologie, Fang, wirtschaftliche Bedeutung. BLV-Verlag, München/Wien/Zürich, 1993.

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

Petschko, H.: Flüsse und Bäche aus dem Wienerwald. In: Wien-Umweltstadtführer. Einblicke in die Natur einer Großstadt 2009, Embleton-Hamann, C.; Keiler, M.; Teufl, I.; S. 51-61, 2009.

Pirrone, N. et al.: Global mercury to the atmosphere from anthropogenic and natural sources. In: Atmospheric Chemistry and Physics, Vol. 10, S. 5951-5964, 2010.

Reisinger, H. et al.: Ressourcenpotenzial und Umweltbelastung der Schwermetalle Cadmium, Blei und Quecksilber in Österreich. Umweltbundesamt GmbH, Klagenfurt/Wien, 2009.

Riedel, E.; Janiak, C.: Anorganische Chemie. 7. Auflage, Walter de Gruyter GmbH und Co. KG, Berlin/New York, 2007.

Risher, J. F.: Elemental Mercury and inorganic Mercury Compounds: Human Health Aspects, WHO, Genf 2003.

Rizzo, A. et al.: Mercury in the biotic compartments of Northwest Patagonia lakes, Argentina. In: Chemosphere 84, S. 70-79, 2011.

Scheuhammer et al.: Ecotoxicology of Mercury in Fish and Wildlife: Recent Advances. In: Bank, M. S.: Mercury in the Environment: Pattern and Process. University of California Press, S. 223-238, 2012

Schwartzendruber, P.; Jaffe, D.: Sources and Transport: A Global Issue. In: Bank, M. S.: Mercury in the Environment: Pattern and Process. University of California Press, S. 3-19, 2012

Schopf, T.: Räumliche Verteilung und Habitatwahl von Fischen in einer Versuchsstrecke des Wienflusses. Diplomarbeit, Wien 2009.

Seebacher, F.: Flüsse und Bäche: eine Herausforderung für die Stadt. In: Berger, R.; Ehrendorfer, F.: Ökosystem Wien. Die Naturgeschichte einer Stadt. Böhlau-Verlag, Wien, S. 117-122, 2011.

Selin, N. E.: Atmospheric Chemistry, Modeling and Biogeochemistry of Mercury. In: Bank, M. S.: Mercury in the Environment: Pattern and Process. University of California Press, S. 73-80, 2012

Selin, N. E.: Global Biogeochemical Cycling of Mercury: A Review. In: The Annual Review of Environment and Resources, S. 43-63, 2009.

Seigneur, C.; Lohman, K.: Effect of bromine chemistry on the atmospheric mercury cycle. Geophysical Research Letters, 113:D22309, 2008

Skoog, D. A.; Leary, J. J.: Instrumentelle Analytik. Grundlagen – Geräte – Anwendungen. Springer Verlag, Berlin/Heidelberg/New York, 1996.

Shimadzu: TOC-V Serie. Total Organic Carbon Analysator. Kurzhandbuch, 2010.

Sunderland, E. M.; Mason, R.P.: Human impacts on open ocean mercury concentrations. In: Global Biogeochemical Cycles, 21:GB4022, 2007.

Thöni, L. et al.: Temporal trends and spatial pattern of heavy metal concentrations in mosses in Bulgaria and Switzerland: 1990-2005. In: Atmospheric Environment 45, S. 1899-1912, 2011.

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, Vol. 31, S.: 241-293, 2001.

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

Umweltbundesamt: Pollutants of Priority Concern in Austrian Rivers. Mercury and its compounds. Wien, 2010.

Umweltbundesamt: Wassergüte in Österreich. Jahresbericht 2002. Wien, 2002.

Umweltbundesamt: Wassergüte in Österreich. Jahresbericht 2004. Wien, 2004.

Umweltbundesamt: Wassergüte in Österreich. Jahresbericht 2006. Wien, 2006.

Umweltbundesamt: Wassergüte in Österreich. Jahresbericht 2011. Wien, 2011.

UNEP Chemicals: Global Mercury Assessment. Hg. Genf, 2002.

UNEP: Global Mercury Assessment 2013. Sources, Emissions, Releases and Environmental Transport. Genf, 2013a.

UNEP: Mercury. Time to act. Genf, 2013b.

Waringer, J.: Wienerwaldbäche. Leben im und am Bach. In: Berger, R.; Ehrendorfer, F.: Ökosystem Wien. Die Naturgeschichte einer Stadt. Böhlau-Verlag, Wien, S. 305-313, 2011.

Welz, B.; Sperling, M.: Atomabsorptionsspektrometrie. Vierte, neubearbeitete Auflage, Wiley-VCH Verlag, Weinheim, 1997.

Wetzel, R.G.; Likens G. E.: Limnological Analyses. Third Edition, Springer-Verlag, New York, 2000.

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

Xiujuan, Y. et al.: Mercury distribution, speciation and bioavailability in sediments from the Pearl River Estuary, Southern China. In: Marine Pollution Bulletin, 64, S. 1699-1704, 2012.

Yang, D.-Y. et al.: Inverse relationships between selenium and mercury in tissues of young walleye from Canadian boreal lakes. In: Science of the Total Environment, 408, S. 1676-1683, 2010.

Zechmeister, H. G.: Temporal patterns of metal deposition at various scales in Austria during the last two decades. In: Atmospheric Environment 42, S. 1301-1309, 2008.

Zhong, H.; Wang, W.-X.: Effects of sediment composition on inorganic mercury partitioning, speciation and bioavailability in oxic surficial sediments. In: Environmental Pollution, 151, S. 222-230, 2008.

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Anthropogene Quecksilberemissionen nach ausgewählten Regionen	10
Abbildung 2: Globaler Hg-Kreislauf	12
Abbildung 3: Bioakkumulation in aquatischer Nahrungskette	15
Abbildung 4: Der Wienfluss und die Probenentnahmestellen	25
Abbildung 5: Probenentnahmestelle Wienerwaldsee	26
Abbildung 6: Probenentnahmestelle Purkersdorf	26
Abbildung 7: Probenentnahmestelle Hütteldorf.....	27
Abbildung 8: Probenentnahmestelle Hietzing	27
Abbildung 9: Probenentnahmestelle Pigrabrücke	28
Abbildung 10: Probenentnahmestelle Stadtpark	28
Abbildung 11: Probenentnahmestelle Donaukanal	29
Abbildung 12: <i>Perca fluviatilis</i>	33
Abbildung 13: <i>Squalius Cephalus</i>	34
Abbildung 14: Module eines AAS-Gerätes	36
Abbildung 15: Kalibriergerade Calcium	39
Abbildung 16: FIMS 400 mit Autosampler	41
Abbildung 17: FIMS 400, Kalibriergerade	42
Abbildung 18: Boxplot, Hg-Gehalt der Sedimentproben nach Standorten.....	48
Abbildung 19: Hg-Gehalt des Standorts Stadtpark vor und nach Abwasserzufluss.....	49
Abbildung 20: Boxplot-Darstellung, Hg-Gehalt Biofilm nach Standorten.....	50
Abbildung 21: Hg-Gehalt des Mooses.....	51
Abbildung 22: Hg-Gehalt (mit Standardfehler) in Leber- und Muskelgewebe der untersuchten Fische.....	52
Abbildung 23: Hg-Gehalt im Lebergewebe des <i>S. cephalus</i> in Abhängigkeit zur Totallänge (n=8)	53
Abbildung 24: Hg-Gehalt im Muskelgewebe des <i>S. cephalus</i> in Abhängigkeit zur Totallänge (n=9).....	53
Abbildung 25: Biokonzentrationsfaktor.....	54

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Quecksilberverbrauch in der EU im Jahre 2007	11
Tabelle 2: Quecksilberaufnahme des Menschen	18
Tabelle 3: MAK- und BAT-Werte in Österreich.....	19
Tabelle 4: Biokonzentrationsfaktoren (BCF).....	20
Tabelle 5: Toxizität von Hg bei Fischen	22
Tabelle 6: Messbereich bei F-AAS.....	39
Tabelle 7: Referenzmaterial PACS-2	42
Tabelle 8: Mittelwerte ($\pm$ Standardabweichung) allgemeiner Wasserparameter	45
Tabelle 9: Durchschnittlicher DOC- und TN-Gehalt des Wassers an den verschiedenen Probenentnahmestellen	45
Tabelle 10: Mittelwerte ($\pm$ Standardfehler) der Ionenbestimmung mittels F-AAS.....	46
Tabelle 11: Mittel- und Medianwerte des Hg-Gehalts in $\mu\text{g/g}$ TM und des Gehalts an organischen Bestandteilen des Sediments in Prozent	48
Tabelle 12: Zusammenfassung der Hg-Messungen Biofilm.....	50
Tabelle 13: Durchschnittlicher Hg-Gehalt des Moores.....	52
Tabelle 14: Biokonzentrationsfaktoren (BCF) der untersuchten Fische.....	54
Tabelle 15: Totallänge und Hg-Gehalt im Leber- und Muskelgewebe der untersuchten Fische.....	55
Tabelle 16: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Wienerwaldsee (1).....	74
Tabelle 17: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2).....	75
Tabelle 18: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3).....	76
Tabelle 19: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Hietzing (4).....	77
Tabelle 20: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Pilgrambrücke (5)	78
Tabelle 21: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Stadtpark (6).....	79
Tabelle 22: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Wienerwaldsee (1).....	80
Tabelle 23: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2).....	81

Tabelle 24: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3).....	81
Tabelle 25: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Hietzing (4)	82
Tabelle 26: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Pilgrambrücke (5)	83
Tabelle 27: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Stadtpark (6).....	84
Tabelle 28: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Donaukanal (7).....	85
Tabelle 29: Darstellung der Messergebnisse Moose, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2).....	86
Tabelle 30: Darstellung der Messergebnisse Moose, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3).....	87
Tabelle 31: Darstellung der Messergebnisse Fische.....	88
Tabelle 32: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Wienerwaldsee (1).....	89
Tabelle 33: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2).....	89
Tabelle 34: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3).....	90
Tabelle 35: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Hietzing (4)	90
Tabelle 36: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Pilgrambrücke (5)	91
Tabelle 37: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Stadtpark (6).....	91
Tabelle 38: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Donaukanal (7).....	92

Formelverzeichnis

Formel 1: Lambert-Beer'schen Gesetz	37
---	----

Anhang

Sediment

Tabelle 16: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Wienerwaldsee (1)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Org. Bestandteil in TM (%)	Org. Bestandteil in TM (g)	Einwaage FG Aufschluss (g)	Einwaage TM Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Vol. (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Sed 1-1	1,5609	0,2452	15,7089	15,7830	0,0387	1,6527	0,2596	0,0410	150	6,09	3,5186
Sed 1-2	2,3322	0,7503	32,1701	9,6645	0,0725	2,0793	0,6689	0,0646	15	2,42	0,0542
Sed 1-3	1,0796	0,1674	15,5067	24,5505	0,0411	1,7754	0,2753	0,0676	15	5,17	0,2815
Sed 1-4	1,4001	0,2187	15,6230	15,8689	0,0347	1,4125	0,2207	0,0350	15	0,90	0,0612
Sed 1-5	1,7293	0,2102	12,1539	16,0815	0,0338	1,8233	0,2216	0,0356	15	3,11	0,2105
Sed 1-6	2,1282	0,5135	24,1284	17,1373	0,0880	1,5503	0,3741	0,0641	15	2,35	0,0942
Sed 1-7	1,1743	0,1121	9,5461	17,0384	0,0191	1,2659	0,1208	0,0206	15	2,36	0,2929
Sed 1-8	1,1903	0,1143	9,6026	25,4593	0,0291	1,2320	0,1183	0,0301	15	2,85	0,3614
Sed 1-9	1,6589	0,4036	24,3294	10,3320	0,0417	1,0007	0,2435	0,0252	15	2,54	0,1565
Sed 1-10	1,4627	0,1262	8,6279	30,5864	0,0386	1,8142	0,1565	0,0479	15	2,30	0,2204
Sed 1-11	1,0071	0,2640	26,2179	9,9682	0,0263	1,4797	0,3879	0,0387	15	1,43	0,0552
Sed 1-12	1,6075	0,3162	19,6710	13,5733	0,0429	1,2177	0,2395	0,0325	15	3,27	0,2048
Sed 1-13	2,4159	0,3899	16,1372	15,6979	0,0612	1,5863	0,2560	0,0402	15	3,27	0,1916
Sed 1-14	1,3897	0,1619	11,6500	16,7387	0,0271	1,4275	0,1663	0,0278	15	2,04	0,1840
Sed 1-15	1,1903	0,1143	9,6026	25,4593	0,0291	1,5081	0,1448	0,0369	15	4,03	0,4174
Sed 1-16	1,5541	0,1812	11,6595	25,7726	0,0467	1,1342	0,1322	0,0341	15	3,77	0,4276
Sed 1-17	1,3812	0,1772	12,8294	22,5734	0,0400	1,3853	0,1777	0,0401	15	2,44	0,2059
Sed 1-18	1,8286	0,4209	23,0176	16,8449	0,0709	1,6820	0,3872	0,0652	15	3,15	0,1220

Tabelle 17: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Org. Bestandteil in TM (%)	Org. Bestandteil in TM (g)	Einwaage FG Aufschluss (g)	Einwaage TM Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Vol. (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Sed 2-1	1,4936	0,6964	46,6230	5,0404	0,0351	1,4722	0,6864	0,0346	15	3,50	0,0765
Sed 2-2	1,7333	0,8787	50,6952	5,5389	0,0487	1,9683	0,9978	0,0553	15	1,04	0,0156
Sed 2-3	1,8602	0,3711	19,9484	12,1510	0,0451	2,1460	0,4281	0,0520	15	3,80	0,1330
Sed 2-4	1,8602	0,3711	19,9484	12,1510	0,0451	1,4497	0,2892	0,0351	15	5,13	0,2661
Sed 2-5	1,5440	0,4740	30,7018	11,7674	0,0558	1,5152	0,4652	0,0547	15	1,54	0,0497
Sed 2-6	1,4818	0,2143	14,4621	20,7653	0,0445	1,7700	0,2560	0,0532	15	5,89	0,3451
Sed 2-7	1,2129	0,1836	15,1373	17,1024	0,0314	1,1887	0,1799	0,0308	15	2,67	0,2226
Sed 2-8	1,8619	0,2998	16,1018	19,5130	0,0585	1,2089	0,1947	0,0380	15	3,02	0,2327
Sed 2-9	1,2982	0,4328	33,3385	12,0379	0,0521	1,6690	0,5564	0,0670	15	2,37	0,0639
Sed 2-10	1,2393	0,1411	11,3855	23,3877	0,0330	1,5084	0,1717	0,0402	15	2,18	0,1904
Sed 2-11	2,1221	0,7564	35,6439	7,7010	0,0582	2,1381	0,7621	0,0587	15	1,27	0,0250
Sed 2-12	1,5265	0,2890	18,9322	18,5467	0,0536	1,3056	0,2472	0,0458	15	4,80	0,2913
Sed 2-13	1,2393	0,1411	11,3855	23,3877	0,0330	1,5659	0,1783	0,0417	15	2,81	0,2364
Sed 2-14	1,7514	0,3853	21,9995	14,8196	0,0571	1,4612	0,3215	0,0476	15	2,72	0,1269
Sed 2-15	1,2129	0,1836	15,1373	17,1024	0,0314	1,0907	0,1651	0,0282	15	3,23	0,2935
Sed 2-16	2,2091	0,7757	35,1138	11,5509	0,0896	1,7750	0,6233	0,0720	15	2,36	0,0568

Tabelle 18: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Org. Bestandteil in TM (%)	Org. Bestandteil in TM (g)	Einwaage FG Aufschluss (g)	Einwaage TM Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Vol. (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Sed 3-1	2,2363	1,1667	52,1740	3,9940	0,0466	2,2612	1,1798	0,0471	15	4,90	0,0623
Sed 3-2	2,3304	0,7579	32,5227	7,5326	0,0571	2,3019	0,7486	0,0564	15	1,39	0,0278
Sed 3-3	2,3692	0,5569	23,5042	7,0160	0,0391	1,4917	0,3506	0,0246	15	2,56	0,1095
Sed 3-4	1,2955	0,3703	28,5815	9,2851	0,0344	1,4025	0,4009	0,0372	15	0,85	0,0318
Sed 3-5	2,4160	0,8135	33,6714	10,7314	0,0873	1,3430	0,4522	0,0485	1500	2,19	7,2644
Sed 3-6	1,3396	0,2253	16,8185	21,0386	0,0474	1,0113	0,1701	0,0358	15	1,43	0,1261
Sed 3-7	1,8840	0,4431	23,5191	9,8623	0,0437	1,1019	0,2592	0,0256	15	2,30	0,1331
Sed 3-8	1,3030	0,3854	29,5779	11,0275	0,0425	1,2423	0,3674	0,0405	15	1,67	0,0682
Sed 3-9	1,2640	0,2554	20,2057	12,0987	0,0309	1,0577	0,2137	0,0259	15	1,67	0,1172
Sed 3-10	1,5560	0,3470	22,3008	15,7637	0,0547	1,1182	0,2494	0,0393	15	1,58	0,0950
Sed 3-11	2,0300	0,6480	31,9222	9,9796	0,0647	2,1534	0,6874	0,0686	15	0,99	0,0216
Sed 3-12	1,8650	0,7432	39,8477	4,2117	0,0313	1,8788	0,7487	0,0315	15	3,17	0,0635
Sed 3-13	1,8650	0,7432	39,8477	4,2117	0,0313	1,3827	0,5510	0,0232	15	3,73	0,1016
Sed 3-14	1,5273	0,4200	27,4982	10,7029	0,0450	1,5918	0,4377	0,0468	15	1,06	0,0363
Sed 3-15	1,8360	0,9701	52,8377	4,4738	0,0434	1,5273	0,8070	0,0361	15	2,42	0,0450
Sed 3-16	1,5433	0,2406	15,5900	15,2120	0,0366	1,7514	0,2730	0,0415	15	1,42	0,0780
Sed 3-17	1,3643	0,3408	24,9798	10,3286	0,0352	1,9185	0,4792	0,0495	15	1,85	0,0579
Sed 3-18	1,2640	0,2554	20,2057	12,0987	0,0309	1,0629	0,2148	0,0260	15	2,77	0,1935
Sed 3-19	1,7713	0,4805	27,1270	14,0479	0,0675	1,7106	0,4640	0,0652	15	2,01	0,0650

Tabelle 19: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Hietzing (4)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Org. Bestandteil in TM (%)	Org. Bestandteil in TM (g)	Einwaage FG Aufschluss (g)	Einwaage TM Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Vol. (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Sed 4-1	1,1455	0,3374	29,4500	8,2437	0,0278	2,5834	0,7608	0,0627	15	3,87	0,0763
Sed 4-2	1,9213	1,2169	63,3395	1,8826	0,0229	2,0013	1,2676	0,0239	60	0,49	0,0232
Sed 4-3	1,4189	0,3071	21,6406	11,2323	0,0345	1,4860	0,3216	0,0361	15	3,69	0,1721
Sed 4-4	1,3787	0,4215	30,5729	8,6833	0,0366	1,1907	0,3640	0,0316	15	8,17	0,3366
Sed 4-5	2,4809	0,4733	19,0778	15,0011	0,0710	2,0593	0,3929	0,0589	15	3,90	0,1489
Sed 4-6	1,8653	0,5491	29,4376	7,9585	0,0437	1,5683	0,4617	0,0367	15	4,73	0,1537
Sed 4-7	2,5200	1,1392	45,2063	22,5334	0,2567	1,6215	0,7330	0,1652	150	5,70	1,1664
Sed 4-8	1,1541	0,2375	20,5788	13,8105	0,0328	1,0329	0,2126	0,0294	15	4,70	0,3317
Sed 4-9	1,5024	0,4939	32,8741	13,0391	0,0644	1,7507	0,5755	0,0750	150	6,22	1,6211
Sed 4-10	2,1305	0,5082	23,8517	13,0353	0,0662	2,3673	0,5646	0,0736	15	4,69	0,1246
Sed 4-11	1,2499	0,2016	16,1258	13,8321	0,0279	1,4243	0,2297	0,0318	15	4,21	0,2749
Sed 4-12	2,4809	0,4733	19,0778	15,0011	0,0710	2,4282	0,4632	0,0695	15	4,30	0,1392
Sed 4-13	1,8653	0,5491	29,4376	7,9585	0,0437	1,4451	0,4254	0,0339	15	4,82	0,1700
Sed 4-14	1,3859	0,2042	14,7341	24,8776	0,0508	1,2400	0,1827	0,0455	15	9,18	0,7537

Tabelle 20: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Pilgrambrücke (5)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Org. Bestandteil in TM (%)	Org. Bestandteil in TM (g)	Einwaage FG Aufschluss (g)	Einwaage TM Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Vol. (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Sed 5-1	1,3766	0,3289	23,8922	16,2359	0,0534	1,0463	0,2500	0,0406	15	10,07	0,6042
Sed 5-2	1,4456	0,3351	23,1835	14,1583	0,0475	1,5590	0,3614	0,0512	15	2,00	0,0829
Sed 5-3	1,6799	0,3612	21,5001	7,2097	0,0260	1,7860	0,3840	0,0277	60	1,32	0,2063
Sed 5-4	0,9328	0,2053	22,0116	12,1761	0,0250	1,0032	0,2208	0,0269	15	3,97	0,2697
Sed 5-5	2,0640	0,3451	16,7200	12,1704	0,0420	1,4361	0,2401	0,0292	150	2,20	1,3743
Sed 5-6	1,3322	0,2983	22,3915	9,8558	0,0294	1,3856	0,3103	0,0306	150	1,66	0,8026
Sed 5-7	1,6505	0,5017	30,3968	9,4080	0,0472	1,6618	0,5051	0,0475	150	4,76	1,4135
Sed 5-8	1,1751	0,1907	16,2284	14,4730	0,0276	1,1013	0,1787	0,0259	150	1,73	1,4520
Sed 5-9	1,4013	0,3170	22,6219	19,6215	0,0622	1,8395	0,4161	0,0817	15	5,67	0,2044
Sed 5-10	0,6977	0,2137	30,6249	11,4569	0,0245	1,4710	0,4505	0,0516	15	1,60	0,0532
Sed 5-11	1,6443	0,3436	20,8971	7,2318	0,0249	1,8411	0,3847	0,0278	60	0,53	0,0827
Sed 5-12	0,9328	0,2053	22,0116	12,1761	0,0250	1,8830	0,4145	0,0505	150	1,32	0,4777
Sed 5-13	2,2429	0,4341	19,3544	9,4448	0,0410	1,5435	0,2987	0,0282	20	1,93	0,1292
Sed 5-14	1,3322	0,2983	22,3915	9,8558	0,0294	1,3468	0,3016	0,0297	1500	2,99	14,8722
Sed 5-15	1,4148	0,2540	17,9531	13,8976	0,0353	1,0585	0,1900	0,0264	1500	2,05	16,1814
Sed 5-16	1,4131	0,2186	15,4695	26,1208	0,0571	1,7430	0,2696	0,0704	15	8,41	0,4679

Tabelle 21: Darstellung der Messergebnisse Sediment, Probenentnahmestelle Stadtpark (6)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Org. Bestandteil in TM (%)	Org. Bestandteil in TM (g)	Einwaage FG Aufschluss (g)	Einwaage TM Aufschluss (g)	Berechneter org. Bestandteil (g)	Vol. (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
Sed_VZ_6-1	1,6210	0,7472	46,0925	3,6673	0,0274	1,2202	0,5624	0,0206	150	3,55	0,9468
Sed_VZ_6-2	2,1128	1,4964	70,8271	1,0318	0,0154	1,8217	1,2903	0,0133	60	3,46	0,1609
Sed_VZ_6-3	2,1128	1,4964	70,8271	1,0318	0,0154	1,8900	1,3386	0,0138	60	1,03	0,0462
Sed_VZ_6-4	1,3500	0,8246	61,0788	11,8716	0,0979	1,8019	1,1006	0,1307	150	7,84	1,0685
Sed_VZ_6-5	1,7629	1,0488	59,4929	5,2536	0,0551	1,4525	0,8641	0,0454	15	3,01	0,0522
Sed_VZ_6-6	2,2630	0,5967	26,3677	10,7089	0,0639	1,3393	0,3531	0,0378	2000	1,15	6,5130
Sed_VZ_6-7	2,3832	1,4978	62,8483	11,2565	0,1686	1,6835	1,0581	0,1191	150	2,97	0,4211
Sed_VZ_6-8	1,4844	0,8557	57,6462	4,6664	0,0399	1,1255	0,6488	0,0303	1500	1,35	3,1211
Sed_VZ_6-9	1,7769	0,6078	34,2056	10,6285	0,0646	1,3350	0,4566	0,0485	150	1,11	0,3646
Sed_VZ_6-10	1,8576	0,8206	44,1753	5,6788	0,0466	2,0945	0,9253	0,0525	150	3,52	0,5707
Sed_NZ_6-1	1,8304	1,1238	61,3942	3,8683	0,0435	2,2895	1,4056	0,0544	600	6,71	2,8651
Sed_NZ_6-2	2,3329	1,6081	68,9298	1,5745	0,0253	2,3102	1,5924	0,0251	60	1,02	0,0384
Sed_NZ_6-3	1,3836	0,5560	40,1840	6,5199	0,0363	1,3956	0,5608	0,0366	1500	5,32	14,2295
Sed_NZ_6-4	1,7425	0,9739	55,8910	6,9925	0,0681	1,2124	0,6776	0,0474	3000	9,35	41,3948
Sed_NZ_6-5	1,5806	0,4283	27,0973	10,6934	0,0458	2,3362	0,6330	0,0677	2000	1,36	4,2967
Sed_NZ_6-6	2,1102	0,5159	24,4479	10,5834	0,0546	1,8984	0,4641	0,0491	300	5,88	3,8007
Sed_NZ_6-7	2,1290	1,3921	65,3875	22,2685	0,3100	2,0728	1,3554	0,3018	1500	7,43	8,2230
Sed_NZ_6-8	1,4769	0,5242	35,4933	7,5544	0,0396	1,0772	0,3823	0,0289	1500	3,90	15,3008
Sed_NZ_6-9	1,5816	0,3632	22,9641	14,0143	0,0509	1,4411	0,3309	0,0464	1500	2,58	11,6941

Biofilm

Tabelle 22: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Wienerwaldsee (1)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF 1-1	2,3124	0,4300	18,5933	1,8426	0,343	15	2,4	0,104
BF 1-2	2,3373	0,3542	15,1542	1,6591	0,251	15	4,1	0,243
BF 1-3	1,8341	0,2386	13,0075	1,7424	0,227	15	1,2	0,079
BF 1-4	1,4548	0,1727	11,8710	1,3810	0,164	15	1,6	0,150
BF 1-5	1,8790	0,3329	17,7163	2,2960	0,407	15	2,7	0,101
BF 1-6	1,5609	0,1617	10,3594	1,6681	0,173	15	9,9	0,858
BF 1-7	2,0170	0,2198	10,8965	1,9142	0,209	15	2,1	0,149
BF 1-8	1,3427	0,1852	13,7931	1,7415	0,240	15	2,5	0,154
BF 1-9	1,3664	0,1306	9,5580	1,5040	0,144	150	2,3	2,400
BF 1-10	1,8609	0,1503	8,0767	2,3224	0,188	15	7,8	0,625
BF 1-11	2,1822	0,1631	7,4741	2,0839	0,156	15	7,9	0,763
BF 1-12	1,5859	0,1256	7,9198	1,3993	0,111	15	2,7	0,368
BF 1-13	1,7445	0,1548	8,8761	2,0027	0,178	15	2,1	0,174
BF 1-14	1,9242	0,1777	9,2326	2,5763	0,238	15	3,1	0,194
BF 1-15	2,4093	0,1863	7,7320	2,4020	0,186	15	1,0	0,078
BF 1-16	2,1145	0,1729	8,1760	1,9964	0,163	15	1,9	0,172
BF 1-17	1,4894	0,1133	7,6071	1,4916	0,113	15	7,8	1,034
BF 1-18	1,5638	0,0895	5,7232	1,7865	0,102	15	1,7	0,242
BF 1-19	1,4091	0,0834	5,9187	1,6533	0,098	15	7,7	1,173

Tabelle 23: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF 2-1	2,0919	0,1850	8,8449	2,0204	0,179	15	1,1	0,089
BF 2-2	1,9830	0,1370	6,9087	1,8728	0,129	15	1,6	0,190
BF 2-3	2,3386	0,1951	8,3425	1,9815	0,165	15	1,0	0,094
BF 2-4	1,0994	0,1046	9,5143	1,0177	0,097	15	6,3	0,976

Tabelle 24: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF 3-1	2,3730	0,3890	16,3917	2,288	0,375	20	1,2	0,062
BF 3-2	2,0170	0,2297	11,3889	1,9926	0,227	15	10,5	0,694
BF 3-3	2,7412	0,3471	12,6627	2,1537	0,273	15	2,7	0,146
BF 3-4	1,9523	0,2297	11,7683	2,2390	0,263	15	1,2	0,066
BF 3-5	2,5829	0,2668	10,3308	1,8452	0,191	15	1,5	0,120
BF 3-6	2,0948	0,1510	7,2083	1,4686	0,106	15	1,0	0,137
BF 3-7	2,3896	0,1958	8,1938	2,1042	0,172	15	1,2	0,108
BF 3-8	2,3862	0,1753	7,3464	1,7886	0,131	15	0,9	0,099
BF 3-9	1,4303	0,1474	10,3055	1,8575	0,191	15	1,4	0,106
BF 3-10	1,4260	0,1448	10,1543	1,2808	0,130	15	3,3	0,377
BF 3-11	1,6960	0,1385	8,1663	1,7863	0,146	15	1,5	0,149
BF 3-12	2,6764	0,1371	5,1226	1,1208	0,057	15	0,9	0,240
BF 3-13	1,1562	0,0650	5,6219	1,5124	0,085	15	1,7	0,302
BF 3-14	1,3948	0,0961	6,8899	1,9221	0,132	15	2,6	0,299
BF 3-15	2,4425	0,1611	6,5949	2,1637	0,143	15	3,3	0,346
BF 3-16	1,4618	0,0880	6,0214	1,7400	0,105	15	1,6	0,232
BF 3-17	1,3673	0,0691	5,0546	1,8236	0,092	15	4,0	0,643

Tabelle 25: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Hietzing (4)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF 4-1	1,6429	0,2209	13,4457	1,3959	0,188	15	1,5	0,121
BF 4-2	1,4642	0,2869	19,5943	1,4233	0,279	15	9,9	0,535
BF 4-3	2,1604	0,2633	12,1882	2,3383	0,285	15	1,3	0,066
BF 4-4	1,6345	0,1746	10,6822	1,2468	0,133	15	1,6	0,185
BF 4-5	2,0077	0,2439	12,1469	2,3144	0,281	15	5,4	0,287
BF 4-6	1,5495	0,1699	10,9648	1,5241	0,167	15	7,5	0,669
BF 4-7	1,6764	0,1228	7,3252	1,7973	0,132	15	1,7	0,189
BF 4-8	1,5748	0,2116	13,4394	1,6825	0,226	150	5,8	3,821
BF 4-9	2,1431	0,1238	5,7767	2,1935	0,127	15	3,3	0,395
BF 4-10	2,2896	0,1344	5,8700	2,0837	0,122	15	1,7	0,211
BF 4-11	2,0652	0,1607	7,7813	1,6908	0,132	15	3,5	0,400
BF 4-12	1,6685	0,1718	10,2967	1,4721	0,152	15	0,7	0,073
BF 4-13	2,0897	0,1942	9,2932	1,4290	0,133	15	2,1	0,241
BF 4-14	1,8729	0,1485	7,9289	1,9359	0,153	15	3,0	0,293
BF 4-15	1,7262	0,1068	6,1886	1,8449	0,114	15	2,2	0,289
BF 4-16	1,2759	0,0995	7,7984	1,2831	0,100	15	4,5	0,669
BF 4-17	1,6832	0,0929	5,5164	1,9444	0,107	15	2,0	0,275
BF 4-18	1,6152	0,1433	8,8746	1,6330	0,145	15	1,9	0,197
BF 4-19	2,2073	0,0754	3,4150	2,2278	0,076	15	0,4	0,071
BF 4-20	2,4087	0,0557	2,3104	2,1438	0,050	1500	1,5	46,639

Tabelle 26: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Pilgrambrücke (5)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF 5-1	1,3763	0,2093	15,2074	1,3543	0,206	15	1,8	0,131
BF 5-2	2,3096	0,3816	16,5220	2,0907	0,345	15	3,4	0,146
BF 5-3	1,4513	0,1827	12,5887	1,3976	0,176	15	3,6	0,307
BF 5-4	2,1846	0,3807	17,4265	1,4265	0,249	15	1,8	0,108
BF 5-5	1,4137	0,1668	11,7988	1,2601	0,149	15	0,4	0,044
BF 5-6	1,5219	0,1813	11,9127	1,7745	0,211	15	2,5	0,179
BF 5-7	1,6310	0,3090	18,9454	1,2874	0,244	15	5,05	0,311
BF 5-8	1,6477	0,1809	10,9793	2,0034	0,220	15	2,4	0,160
BF 5-9	1,6565	0,1549	9,3536	1,8937	0,177	15	1,9	0,158
BF 5-10	1,6370	0,2413	14,7404	1,2371	0,182	15	1,4	0,113
BF 5-11	1,9082	0,1293	6,7782	2,2211	0,151	15	0,9	0,094
BF 5-12	2,1196	0,1328	6,2653	1,7345	0,109	15	1,7	0,233
BF 5-13	2,0380	0,1143	5,6059	1,8268	0,102	15	0,9	0,136
BF 5-14	1,4531	0,2015	13,8669	2,1039	0,292	15	1,1	0,057
BF 5-15	1,4531	0,2015	13,8669	1,5803	0,219	15	0,7	0,047
BF 5-16	2,3537	0,1308	5,5555	1,907	0,106	15	1,9	0,273
BF 5-17	1,1410	0,1041	9,1236	2,0056	0,183	15	4,0	0,330
BF 5-18	1,7924	0,0752	4,1955	1,9989	0,084	15	1,7	0,297
BF 5-19	2,2669	0,0992	4,3743	2,0234	0,089	15	0,9	0,151

Tabelle 27: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Stadtpark (6)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF_VZ_6-1	2,0893	0,3151	15,0816	1,8231	0,275	750	6,2	16,967
BF_VZ_6-2	1,4061	0,2567	18,2562	1,3317	0,243	15	3,0	0,186
BF_VZ_6-3	1,7824	0,2523	14,1551	1,8575	0,263	15	6,2	0,353
BF_VZ_6-4	1,7763	0,2364	13,3086	1,7173	0,229	15	1,5	0,101
BF_VZ_6-5	2,6120	0,9677	37,0458	2,0691	0,767	15	1,2	0,023
BF_VZ_6-6	1,4189	0,1753	12,3546	1,3794	0,170	15	3,1	0,272
BF_VZ_6-7	1,2557	0,1387	11,0428	1,0384	0,115	15	1,2	0,161
BF_VZ_6-8	2,0382	0,1140	5,5942	2,2691	0,127	15	0,4	0,049
BF_VZ_6-9	1,8502	0,1024	5,5335	2,2093	0,122	15	1,2	0,150
BF_VZ_6-10	1,5699	0,1452	9,2490	1,3479	0,125	15	4,1	0,496
BF_VZ_6-11	1,4215	0,1025	7,2107	1,8638	0,134	15	4,9	0,547
BF_Z_6-1	1,8302	0,1681	9,1848	1,9936	0,183	15	3,3	0,270
BF_Z_6-2	1,5590	0,0678	4,3489	1,8157	0,079	15	0,6	0,122
BF_Z_6-3	2,1150	0,0755	3,5697	1,3412	0,048	15	0,9	0,282
BF_Z_6-4	1,6140	0,0630	3,9033	1,9817	0,077	15	4,0	0,774
BF_NZ_6-1	1,2495	0,2414	19,3197	1,8160	0,351	15	1,8	0,075
BF_NZ_6-2	1,6593	0,3277	19,7493	1,6947	0,335	15	6,7	0,298
BF_NZ_6-3	2,1615	0,2231	10,3228	2,0422	0,211	1500	6,5	46,107
BF_NZ_6-4	1,3559	0,1325	9,7721	1,6945	0,166	15	7,6	0,688
BF_NZ_6-5	1,6694	0,2771	16,5988	1,4514	0,241	150	2,0	1,227
BF_NZ_6-6	2,4585	0,3683	14,9807	1,9531	0,293	15	6,7	0,344
BF_NZ_6-7	1,9530	0,1867	9,5597	1,7273	0,165	15	2,2	0,200
BF_NZ_6-8	1,6716	0,1290	7,7152	1,7355	0,134	15	2,2	0,246
BF_NZ_6-9	2,2941	0,0952	4,1490	1,9207	0,080	15	4,0	0,753
BF_NZ_6-10	1,5693	0,1099	7,0031	1,4620	0,102	300	6,4	18,841
BF_NZ_6-11	1,4146	0,0989	6,9914	1,7063	0,119	150	3,3	4,099
BF_NZ_6-12	1,8502	0,1024	5,5335	1,3548	0,075	15	1,4	0,282

Tabelle 28: Darstellung der Messergebnisse Biofilm, Probenentnahmestelle Donaukanal (7)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
BF 7-1	1,8426	0,4196	22,7722	2,1136	0,481	15	9,0	0,280
BF 7-2	0,8776	0,1108	12,6224	2,1177	0,267	15	1,5	0,083
BF 7-3	1,7235	0,2545	14,7662	2,0085	0,297	15	2,4	0,123
BF 7-4	1,3247	0,1463	11,0446	0,9884	0,109	15	1,0	0,131
BF 7-5	1,8405	0,2199	11,9489	1,9863	0,237	15	1,4	0,088
BF 7-6	2,0199	0,2205	10,9164	1,3297	0,145	15	2,0	0,210
BF 7-7	1,7227	0,2247	13,0435	1,0404	0,136	15	4,9	0,538

Moose und Wasserpflanzen

Tabelle 29: Darstellung der Messerergebnisse Moose, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
M 2-1	2,1091	0,3288	15,5878	2,1125	0,329	15	2,7	0,124
M 2-2	1,8740	0,1681	8,9686	1,9144	0,172	15	0,6	0,049
M 2-3	1,1847	0,1262	10,6513	1,2565	0,134	15	1,9	0,216
M 2-4	1,4095	0,1688	11,9759	1,2719	0,152	150	0,3	0,256
M 2-5	1,1040	0,0895	8,1069	1,4033	0,114	150	0,3	0,356
M 2-6	1,5244	0,1725	11,3159	1,4451	0,164	15	2,5	0,225
M 2-7	1,3555	0,1330	9,8119	1,2953	0,127	15	3,0	0,356
M 2-8	1,9128	0,1545	8,0772	7,9087	0,639	15	1,7	0,041
M 2-9	1,7486	0,1508	8,6240	1,2952	0,112	15	4,8	0,647
M 2-10	1,2686	0,1313	10,3500	1,6415	0,170	15	3,6	0,314
M 2-11	1,3738	0,1242	9,0406	1,8577	0,168	15	2,3	0,205
M 2-12	1,6154	0,1920	11,8856	1,1550	0,137	15	1,9	0,210
M 2-13	1,2766	0,0876	6,8620	1,2804	0,088	15	3,4	0,577
WPfl. 2	0,3535	0,0202	5,7223	0,4873	0,028	15	1,6	0,515

Tabelle 30: Darstellung der Messerergebnisse Moose, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3)

Probe	Einwaage FG (g)	TM (g)	% TM von FG	Einwaage FG (g) Aufschluss	TM (g) Aufschluss	Volumen (mL)	Messwert (µg/L)	Gehalt (µg/g TM)
M 3-1	2,1842	0,3231	14,7914	2,145	0,317	15	1,2	0,058
M 3-2	2,5936	0,4675	18,0235	2,1495	0,387	15	1,3	0,052
M 3-3	1,6749	0,3291	19,6523	2,1568	0,424	15	0,7	0,023
M 3-4	1,7482	0,2422	13,8541	1,7128	0,237	15	2,5	0,157
M 3-5	1,3219	0,2517	19,0408	1,6291	0,310	15	3,5	0,169
M 3-6	1,8772	0,4184	22,2885	1,5011	0,335	15	3,7	0,165
M 3-7	1,8169	0,2645	14,5578	1,5406	0,224	15	4,6	0,304
M 3-8	1,6854	0,3076	18,2509	2,0992	0,383	15	7,0	0,274
M 3-9	1,1765	0,2380	20,2295	1,4788	0,299	15	2,3	0,114
M 3-10	1,6339	0,2842	17,3940	1,7477	0,304	15	1,9	0,095
M 3-11	1,5827	0,2619	16,5477	1,3586	0,225	15	1,0	0,069

Fische

Tabelle 31: Darstellung der Messergebnisse Fische

Probe	Gewebe	Masse (g)	Totallänge (cm)	Einwaage FG (g)	Messwert (µg/mL)	Vol. (mL)	Gehalt (µg/g)
Aitel 1	Muskel	41,2	6,5	1,097	4,05	15	0,055
Aitel 1	Leber	41,2	6,5	0,563	0,6	15	0,016
Aitel 2	Muskel	93,0	21,0	1,130	3,07	15	0,041
Aitel 2	Leber	93,0	21,0	0,692	1,32	15	0,029
Aitel 3	Muskel	84,0	20,5	1,199	3,30	15	0,041
Aitel 3	Leber	84,0	20,5	0,455	0,57	15	0,019
Aitel 4	Muskel	154,2	24,5	1,053	6,65	15	0,095
Aitel 4	Leber	154,2	24,5	0,990	1,48	15	0,022
Aitel 5	Muskel	78,5	20,0	1,311	5,94	15	0,068
Aitel 5	Leber	78,5	20,0	0,768	0,60	15	0,012
Aitel 6	Muskel	43,9	16,5	0,769	2,48	15	0,048
Aitel 6	Leber	43,9	16,5	0,387	0,37	15	0,014
Aitel 7	Muskel	35,5	15,5	0,990	4,37	15	0,066
Aitel 8	Muskel	110,8	22,5	1,041	5,70	15	0,082
Aitel 8	Leber	110,8	22,5	1,037	2,03	15	0,029
Aitel 9	Muskel	26,1	14,3	0,855	3,76	15	0,066
Aitel 9	Leber	26,1	14,3	0,235	0,44	15	0,028
Barsch 1 (w)	Muskel	71,8	17,8	0,996	3,39	15	0,051
Barsch 1 (w)	Leber	71,8	17,8	0,561	0,72	15	0,019
Barsch 2 (w)	Muskel	65,2	17,3	1,496	3,99	15	0,040
Barsch 2 (w)	Leber	65,2	17,3	0,770	1,29	15	0,025
Barsch 3 (w)	Muskel	68,9	17,2	1,019	6,37	15	0,094
Barsch 3 (w)	Leber	68,9	17,2	1,008	2,57	15	0,038

Wasser

Tabelle 32: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Wienerwaldsee (1)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 1-1	19,0	622	7,90	11,08		2,976	67,687	7,856	11,232
W 1-2	20,3	638	7,90	15,48	0,65	3,078	67,298	9,385	10,462
W 1-3	21,6	642	7,81	14,56	1,28	3,229	67,741	8,955	10,452
W 1-4	19,2	570	7,82	39,75	0,81	3,245	58,380	58,932	9,217
W 1-5	19,1	582	7,78	14,68	0,69	3,196	61,774	12,838	9,396
W 1-6	21,4	598	7,78	14,31	0,74	3,108	57,748	12,569	9,545
W 1-7	18,6	695	7,64			10,697	78,644	22,292	6,604
W 1-8	17,1	602	7,89	13,44	0,80	3,492	78,581	14,169	9,719
W 1-9	15,2	598	8,25	13,36	0,67	4,096	75,016	14,725	9,707
W 1-10	8,2	638	8,37	13,63	0,73	3,174	80,536	12,542	9,915

Tabelle 33: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Purkersdorf (2)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 2-1	19,3	665	7,80	10,04		5,317	75,972	8,004	11,894
W 2-2	20,2	691	8,20	15,30	1,36	5,060	76,868	9,783	11,043
W 2-3	17,9	671	8,16	13,66	1,26	8,003	68,701	25,803	31,501
W 2-4	17,5	673	8,21	37,47	1,42	4,259	74,193	58,543	11,276
W 2-5	17,8	677	8,25	13,44	1,10	4,564	72,947	17,889	10,938
W 2-6	18,8	679	8,23	13,51	1,10	4,900	59,551	12,142	10,202
W 2-7	16,4	706	8,14			5,520	111,920	16,597	11,460
W 2-8	15,3	699	8,22	14,16	1,96	5,401	101,549	14,959	10,985
W 2-9	12,1	715	8,20	13,00	1,21	3,565	116,512	12,519	19,027
W 2-10	6,2	785	8,36	13,19	1,20	5,446	98,400	22,146	11,429

Tabelle 34: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Hütteldorf (3)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 3-1	24,0	701	7,70	10,69		4,042	82,621	8,212	16,317
W 3-2	21,5	735	8,50	14,97	0,99	4,314	82,733	10,263	13,178
W 3-3	17,5	773	8,33	12,51	1,05	4,566	112,609	10,215	16,361
W 3-4	18,0	809	8,44	28,62	1,29	3,371	86,080	61,181	20,750
W 3-5	18,2	757	8,44	13,94	1,09	3,785	83,528	15,858	16,956
W 3-6	19,7	756	8,51	12,51	1,05	4,139	82,014	14,119	17,917
W 3-7	17,0	808	8,40			4,570	113,975	16,098	13,283
W 3-8	15,7	789	8,45	12,63	1,60	4,533	115,922	13,845	16,645
W 3-9	12,6	801	8,52	12,96	1,32	4,959	101,009	13,520	10,974
W 3-10	6,2	993	8,52	14,19	1,03	4,347	123,852	34,319	19,086

Tabelle 35: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Hietzing (4)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 4-1	19,2	635	7,80	10,14		4,786	78,615	10,379	13,880
W 4-2	21,0	700	8,60	14,40	0,89	4,423	81,145	22,811	13,204
W 4-3	18,6	662	8,68	11,94	0,96	4,403	74,340	10,371	11,872
W 4-4	17,7	724	8,34	22,14	1,29	4,111	78,970	58,401	11,963
W 4-5	18,2	709	8,39	12,90	0,92	4,383	78,451	16,082	12,916
W 4-6	19,1	728	8,36	11,87	1,08	4,940	71,452	9,692	10,024
W 4-7	16,8	755	8,37			5,791	116,302	24,094	13,788
W 4-8	15,1	766	8,41	11,98	1,58	5,312	109,984	16,078	13,044
W 4-9	11,5	773	8,39	12,18	1,26	4,511	108,973	13,427	12,957
W 4-10	5,3	877	8,63	12,42	1,08	5,135	107,421	34,859	13,303

Tabelle 36: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Pilgrambrücke (5)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 5-1	18,9	690	7,90	48,98		16,818	75,039	35,609	17,966
W 5-2	26,0	632	9,00	11,35	0,67	5,085	57,932	14,000	13,760
W 5-3	19,5	660	8,85	10,69	0,75	4,804	64,296	10,035	12,971
W 5-4	19,4	709	8,60	20,58	1,16	4,626	76,110	60,106	13,212
W 5-5	22,3	657	8,62	10,49	0,61	4,630	74,968	15,384	13,948
W 5-6	23,6	648	8,59	9,34	0,70	5,359	54,748	15,840	13,148
W 5-7	18,0	745	8,65			5,608	102,726	18,330	15,137
W 5-8	16,7	751	8,63	10,59	1,27	5,681	100,056	17,281	15,224
W 5-9	14,6	759	8,65	10,98	1,15	5,111	98,524	14,417	13,510
W 5-10	5,1	924	8,67	6,12	1,26	5,461	107,406	36,580	13,706

Tabelle 37: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Stadtpark (6)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 6-1	16,8	786	7,60	41,09		16,019	63,945	14,633	31,544
W 6-2	26,3	726	9,00	11,61	0,84	5,299	55,087	13,661	10,011
W 6-3	22,3	649	8,97	11,09	0,96	4,950	66,620	9,346	12,920
W 6-4	21,9	689	8,89	20,46	1,30	5,010	73,501	61,569	14,454
W 6-5	23,3	643	8,69	10,99	0,82	4,961	61,680	16,054	12,370
W 6-6	21,7	678	8,53	9,89	0,98	5,588	55,965	15,571	13,693
W 6-7	19,1	762	8,67			5,888	101,469	19,516	15,838
W 6-8	16,9	744	8,69	10,41	1,46	5,886	99,077	17,293	14,224
W 6-9	15,1	728	8,77	11,47	1,75	5,368	98,589	12,816	12,685
W 6-10	8,2	730	8,37	5,39	6,99	11,367	110,326	22,061	26,305

Tabelle 38: Darstellung der Messergebnisse Wasser, Probenentnahmestelle Donaukanal (7)

Probe	Temp. (°C)	Leitf. (uS/cm)	pH-Wert	DOC (mg/L)	DN (mg/L)	Kalium (mg/L)	Calcium (mg/L)	Natrium (mg/L)	Magnesium (mg/L)
W 7-1	15,2	357	8,60	6,87		1,977	47,138	5,432	10,016
W 7-2	18,4	343	8,50	10,11	1,51	1,731	38,694	3,728	9,152
W 7-3	19,9	352	8,03	7,17	1,12	1,909	68,298	5,090	9,457
W 7-4	17,8	346	8,14	12,75	0,99	1,678	40,946	33,225	8,831
W 7-5	20,2	352	8,15	7,46	1,03	1,892	43,396	6,321	9,517
W 7-6	20,1	373	8,23	7,55	1,04	1,987	43,976	7,121	10,192
W 7-7	16,9	342	8,08			2,185	58,802	7,514	9,759
W 7-8	16,0	402	8,21	7,96	1,18	1,923	64,879	9,492	11,175
W 7-9	14,8	412	8,23	8,48	1,31	1,659	57,430	6,147	8,670
W 7-10	9,0	430	8,16	8,03	1,33	1,833	66,615	9,781	11,632

Danksagung

Ich möchte mich für die Unterstützung, Durchführung und Ermöglichung meines Studiums und insbesondere meiner Diplomarbeit bei folgenden Personen bedanken:

- Herrn O. Univ.-Prof. DDr. Bernhard K. Keppler, der es mir ermöglichte, dieses interessante Themengebiet zu bearbeiten.
- Großer Dank gilt Herrn Mag. Dr. Franz Jirsa, der mich während meiner gesamten theoretischen und praktischen Arbeit unterstützte und mit großem persönlichen Engagement zur Seite stand.
- Meinen Eltern Margit und Herbert Seethaler, die mir mein Studium und darüber hinaus noch vieles mehr ermöglichten und mich zu jedem Zeitpunkt unterstützten.
- Meiner Freundin Verena Steidl für die umfangreiche Unterstützung bei der Diplomarbeit.
- Meinen Kollegen Mag. Bernhard Gmeiner, Peter Jandrisits und Dietmar Kopp für die praktische Unterstützung bei meinen Probenentnahmen.
- Herrn Winfried Löffler und dem Magistrat 45 für die Erlaubnis der Probenentnahme vom Wienfluss, Dr. Werner Leithner für die Befischung und Frau Mag. Brigitte Schmidt für die Bestimmung des Mooses.

Lebenslauf

Name: Daniel Seethaler
Geburtsdatum: 10.05.1987
Geburtsort: Wien
Staatsbürgerschaft: Österreich
E-Mail: daniel.seethaler@gmail.com

Ausbildung:

09/1993 bis 07/1997 Volksschule Leopold, Dornbirn
09/1997 bis 06/2005 Bundesrealgymnasium Dornbirn Schoren
09/2005 bis 05/2006 Wehrdienst (inkl. Ausbildung zum Rettungssanitäter)
10/2006 Beginn des Hochschulstudiums LA Chemie und Geographie & Wirtschaftskunde an der Universität Wien

Berufserfahrung:

07/2003 bis 08/2011 Ferialjobs bzw. Praktika bei Fa. Salzmann Formblechtechnik, Vorarlberger Gebietskrankenkasse, Weltgymnastrada Dornbirn, Abenteuer Sportcamp, Jugendtrainer Handball, Vorarlberg Milch, Kolar, Greiner packaging
02/2011 bis 02/2013 Mitarbeit bei der „Plus Lucis“ Fortbildungswoche für Lehrkräfte aus Physik und Chemie an der Fakultät für Chemie, Universität Wien
03/2011 bis 01/2013 Tutor an der Fakultät für Chemie, Universität Wien