

Dissertation

Toxikologische Tests zur Risikominimierung bei Altlastensanierungsverfahren

erstellt am

Institut für nachhaltige Abfallwirtschaft und Entsorgungstechnik (IAE)

Montanuniversität Leoben

Vorgelegt von:

Dipl.-Ing. MScTox Klaus W. Wruss

Matrikelnummer: 9625187

Billrothstrasse 2/4/32

1190 Wien

Betreuer:

O.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Karl E. Lorber

Gutachter:

O.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Karl E. Lorber

A.o.Univ.Prof. Dr. Wilfried Bursch

Leoben, 10.06.2011

EIDESSTATTLICHE ERKLÄRUNG

Ich erkläre an Eides statt, dass ich die vorliegende Dissertation selbstständig und ohne fremde Hilfe verfasst, andere als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel nicht benutzt und die den benutzten Quellen wörtlich und inhaltlich entnommenen Stellen als solche erkenntlich gemacht habe.

DANKSAGUNG

Mein besonderer Dank gilt O.Univ.Prof. Karl E. Lorber von der Montanuniversität Leoben nicht nur für die Möglichkeit diese Arbeit unter seiner Betreuung durchzuführen, sondern vor allem für sein großes Interesse am Fortgang meiner Forschung sowie für seine zahlreichen Ratschläge während meiner Tätigkeit.

Ebenso danke ich herzlich A.o.Univ.Prof. Wilfried Bursch von der Medizinischen Universität Wien für die zahlreichen fachlichen Gespräche und hilfreichen Anregungen.

Ich bedanke mich bei Dipl.-Ing. Paul Schöberl von der WIEN ENERGIE Gasnetz GmbH, A.o.Univ.Prof. Andreas P. Loibner und Mag. MSc. Judith Asserbrunner vom IFA-Tulln für die gute Kooperation im Rahmen des Projekt FAMOS.

Mein Dank gilt weiters der ESW Consulting WRUSS ZT GmbH für die Hilfeleistung bei den analytischen Untersuchungen und der Möglichkeit das Labor benutzen zu können. Besonders möchte ich Dipl.-Ing. Oliver Mann für die kompetente und tatkräftige Unterstützung bei meinen analytischen Untersuchungen danken.

Bei allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Institutes für Nachhaltige Abfallwirtschaft und Entsorgungstechnik von der Montanuniversität Leoben, bedanke ich mich für die kollegiale Zusammenarbeit und das sehr angenehme und freundliche Arbeitsklima.

Ganz besonders danke ich meinem Vater für seine Geduld und die finanzielle Unterstützung die mir mein Studium und damit diese Arbeit ermöglicht haben.

Ebenfalls ganz besonders bedanke ich mich bei meiner Schwester für die seelische und moralische Unterstützung, sowie bei meiner Lebensgefährtin, Bianca Motieie, für ihre Nähe, Kraft und Liebe.

In Gedenken an meine Mutter, möchte ich mich ganz herzlich bei ihr bedanken für die Liebe, das Vertrauen und die Kraft die sie mir mit auf den Weg des Lebens gegeben hat.

Kurzfassung

Für die Analyse des Ist-Zustandes zur Beweissicherung vor einer beabsichtigten Sanierung der Altlast Gaswerk Simmering wurde eine umfangreiche Untersuchung des Grundwassers durchgeführt. Dabei wurden neben einigen Routineparametern, auch zum ersten Mal ausgewählte heterozyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (Hetero-PAK) an diesem Altstandort großflächig mitanalysiert. Die Methodik zur analytischen Bestimmung dieser Hetero-PAK wurde extra für diese Arbeit entwickelt.

Bei den analysierten 16 Hetero-PAK handelt es sich um eine Auswahl die bzgl. des Standortes und ihrer vermuteten toxikologischen Relevanz vom Verfasser der Dissertation getroffen wurde.

Für die Abschätzung des mikrobiologischen Potentials der Altlast wurden einfache Indikatorparameter (Sulfat, Nitrat und Redoxpotential) für die mikrobiologischen Abbauprozesse bestimmt. Durch diese Methode konnte mit einfachen Messungen schnell eine Aussage über den oxidativen und mikrobiologischen Zustand des Grundwassers gemacht werden. Aus diesen Ergebnissen ist gut erkennbar, dass der frei zur Verfügung stehende Sauerstoff im Hotspot-Bereich (Kontaminationszentrum) und entlang der Schadstofffahne schon veratmet wurde, auch die Nitrat- und Sulfatzehrung ist schon in einem sehr fortgeschrittenen Stadium. Daraus kann geschlossen werden, dass mikrobiologische Abbauprozesse durch geeignete Zudosierungen von Nährstoffen zusätzlich aktiviert werden könnten [8], [10].

Parallel zur Analytik wurden Leuchtbakterientests durchgeführt und damit wurde auch ein ökotoxikologischer Parameter zur Bestimmung des Ist-Zustandes herangezogen. Dieser Parameter kann ebenfalls für eine zukünftige Kontrolle des Sanierungserfolges dienen.

Die Ergebnisse der durchgeführten Leuchtbakterientests stimmen gut mit der Konzentrationsverteilung der betrachteten Kontaminanten im Grundwasser des Gaswerksgeländes überein. Die erhaltenen chemisch-physikalischen und ökotoxikologischen Daten aus der Grundwasseruntersuchung sind vom Verfasser mittels eines speziellen Grafikprogrammes zweidimensional modelliert worden. Damit wurden Kontaminationsherde einzelner Verunreinigungen visualisiert. Zusätzlich erlaubte die statistische Auswertung eine Abschätzung der räumlichen Konzentrationsverteilung der betrachteten Parameter innerhalb des beprobten Gebietes. Durch diese grafische Modellierung konnten eindeutig zwei unterschiedliche Hotspots bestimmt werden, die jeweils eine charakteristische Schadstoffzusammensetzung aufweisen. Es handelte sich dabei vor allem um Kriegsschäden des Zweiten Weltkriegs, die einerseits den Bereich der Teerzisterne und andererseits den Standort der ehemaligen Leichtölanlage betreffen.

Mit kontaminiertem Bodenmaterial aus diesen zwei unterschiedlichen Hotspots wurden Bioreaktor-Abbauversuche vom IFA-Tulln durchgeführt [100]. Im Rahmen des Projektes FAMOS wurden diese Abbauversuche, durch die Analyse ausgewählter Schadstoffparameter und eine vom Verfasser dieser Arbeit extra dafür zusammengestellten Biotestbatterie, analytisch ergänzt und toxikologisch begleitet. Bei den analysierten

Schadstoffparametern wurden unter anderem wieder die zuvor ausgewählten 16 Hetero-PAK gemessen und analog zu den 16 EPA-PAK ein Summenparameter Σ Hetero-PAK eingesetzt. Dieser konnte dann der Summe 16 EPA-PAK (Σ EPA-PAK) gegenübergestellt werden. Die Σ Hetero-PAK war häufig in derselben Größenordnung wie die Σ EPA-PAK, dies hebt die Bedeutung der bisher wenig beachteten Hetero-PAK hervor.

Da es sich um komplexe Schadstoffgemische im Grundwasser handelt, die in ihrem Zusammenwirken durch die chemische Charakterisierung nicht ausreichend beschrieben werden können [54], [7], sind neben den chemischen Untersuchungen Biotests zur toxikologischen Bewertung der Abbaubersuche herangezogen worden.

Die Ergebnisse der ökotoxikologischen Untersuchung mit dieser zusammengestellten Biotestbatterie (Leuchtbakterientest, Thamnotoxkid FTM, Algentest und Daphnientest) stimmen gut mit den analytisch beobachteten Schadstoffkonzentrationen überein. Bei allen untersuchten Proben wurde mit abnehmender Konzentration der betrachteten Schadstoffparameter (Σ Hetero-PAK, Σ EPA-PAK, Σ Cyanide und Σ BTEX) eine Abnahme der Toxizität mit den biologischen Testsystemen bestimmt.

Dies lässt darauf schließen, dass mit hoher Wahrscheinlichkeit mit keiner erhöhten Toxizität, aufgrund von Bildung toxischer Metabolite und/oder erhöhter Bioverfügbarkeit, während der Abbauprozesse zu rechnen ist. Dieses Ergebnis wird zusätzlich durch die gewonnenen Daten aus der durchgeführten Ist-Zustand Bestimmung und weiteren Studien von Sagner 2008 [15] und Werner et. al. 2008 [10] unterstützt und begünstigt die Anwendung einer in-situ Sanierungsmethode.

Die beschriebene Methode eignet sich sehr gut, um zukünftige Veränderungen im Grundwasser während und nach erfolgter Hotspot-Sanierung zu beurteilen bzw. eine laufende in-situ Sanierung am Standort Gaswerk Simmering toxikologisch zu begleiten. Durch die in der Dissertation angewendete Kombination von biologischen Testsystemen mit modernster Analytik können auch komplexe Schadstoffgemische gut beschrieben und toxikologisch abgeschätzt werden.

Abstract

In advance of a planned cleanup of the contaminated site "Gaswerk Simmering", a comprehensive appraisal of groundwater was carried out to assess and document the site's current status. For the first time, a large scale analysis of 16 selected heterocyclic aromatic hydrocarbons (hetero-PAHs) was conducted, in addition to the characterization of a number of standard, routine parameters. The method for analytical detection of hetero-PAHs was specifically developed for this work. The decision to analyze these 16 hetero-PAHs was taken by the author based on the specific site and their assumed toxicological relevance.

The microbiological potential of the contaminated site was assessed using simple indicative parameters of microbiological degradation (nitrate, sulfate and redox potential). The convenient measurements, provided by this method facilitated a rapid estimate of the oxidative and microbiological conditions of the groundwater. The results show that dissolved oxygen in the groundwater under hotspot areas (head of contamination) and along the contamination plume was depleted and that most nitrate and sulfate had been consumed. These observations suggest that microbiological degradation processes could be further activated by adding adequate nutrients.

In addition to analytical work, assays for luminous bacteria were conducted, to add an ecotoxicological parameter to the assessment of the site as-is status. This parameter may also be used for future monitoring of the remediation success. Results of the luminous bacteria tests were found to mirror contaminant levels observed in the ground water of the gas works site.

The physico-chemical and eco-toxicological data obtained during the groundwater assay were displayed in two-dimensional format by means of special graphical software, providing a means to visualize the concentration centers of individual contaminants. In addition, statistical analysis facilitated an estimation of the total concentration distribution of the parameters observed within the sampled area. By means of the graphical analysis, two different contamination hotspots could be clearly distinguished, each showing a characteristic individual composition of pollutants. Most of the contamination in these two hotspots resulted from damage which occurred during World War II, and corresponded to the former locations of a light oil facility and tar cistern.

As part of the project FAMOS, IFA-Tulln conducted bio-reactor degradation tests with contaminated soil material originating from both hotspots [100]. The samples were extensively analyzed and toxicologically monitored through chemical analysis of selected distinctive parameters and a bioassay battery especially assembled for this purpose by the author. Measurement of the selected 16 hetero-PAHs was included with other analytical parameters and in analogy with the 16 EPA-PAHs, a composite parameter Σ hetero-PAHs was devised. This parameter could then be compared and contrasted with the total 16 EPA-PAHs (Σ EPA-PAHs). The Σ hetero-PAHs was frequently within the same order of magnitude as the Σ EPA-PAHs, which accentuates the importance of the hetero-PAHs that have hitherto only found little attention.

Since groundwater from the observed site contains complex mixtures of contaminants undergoing interactions that cannot be comprehensively described by chemical characterization [54], [7], biological assays for a toxicological assessment of the degradation trials were included in addition to chemical analyses.

Good agreement was found between the eco-toxicology research with the chosen bioassays (luminous bacteria, Thamnotoxkid FTM, algae and daphnia tests) and the analytically determined concentration of pollutants. In all analyzed samples, decreasing concentration of the selected contaminants (Σ hetero-PAHs, Σ EPA-PAHs, Σ Cyanide and Σ BTEX) was accompanied by a decrease of toxicity with the biological test systems.

This suggests that, with high probability, no elevated toxicity may be expected during the degradation processes because of toxic metabolite formation and/or elevated bioavailability of pollutants. This result is also supported by data obtained by the current state evaluation which, in combination with further studies by Sagner 2008 [15] and Werner et al. 2008 [10], favor the application of microbiological in-situ clean up techniques.

The described method is very well suited for assessing future changes in groundwater during and after a hotspot remediation and as well, for toxicological monitoring of an ongoing in-situ remediation at the site of the Gasworks Simmering. As a result of the applied combination of biological test systems and state-of-the-art analyses, even complex mixtures of contaminants can be well defined and toxicologically evaluated.

Inhaltsverzeichnis

	Seite
1 EINLEITUNG	5
1.1 Allgemeines	5
1.2 Toxikologie – Ökotoxikologie	7
1.3 Altlasten	10
1.3.1 Gaswerk Simmering	14
1.4 Wasser- Grundwasser	15
1.4.1 EU-Wasserrahmenrichtlinie und EU-Grundwasserrichtlinie	15
1.5 Polyzyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (PAK)	16
1.5.1 Hetero-PAK	20
1.6 Mischungstoxizität	23
1.7 Biotest-Biotestkombinationen	24
1.8 In-situ Behandlung von kontaminierten Standorten	25
1.8.1 Nachweis des natürlichen Abbaus	27
2 PROBLEMSTELLUNG	28
3 MATERIAL UND METHODEN	29
3.1 Analytik	29
3.1.1 Herstellung eines Eluats	29
3.1.2 Bestimmung von PAK und Hetero-PAK mittels GC-MS	29
3.1.3 Bestimmung von BTEX mittels GC-MS	30
3.1.4 Messung von Ca, Mg, Na, K, Fe, Mn mittels Emmissionsspektrometrie	31
3.1.5 Messung des DOC	31
3.1.6 Messung von Chlorid, Nitrat und Sulfat mittels Ionenchromatographie	32
3.1.7 Messung von Nitrit, Phosphat, Ammonium, Cyanid und des Phenolindex mittels Continuous Flow Analyse (CFA)	32
3.1.8 Messung von Sulfid	33
3.1.9 Messung von Hydrogencarbonat	33
3.1.10 Bestimmung des Permanganat-Index	34
3.1.11 Probenahme	34
3.2 Biotests	35
3.2.1 Leuchtbakterientest (<i>Vibrio fischeri</i>)	35
3.2.2 Kontakttest mit <i>Thamnocephalus platyurus</i> (Anostraken)	35
3.2.3 Algentest	36
3.2.4 Daphnientest	36

3.2.5	Ames-Test - <i>Salmonella typhimurium</i> Reverse Mutation Test	36
3.2.6	EC-Wert Berechnung	37
3.3	Modellierung der Konzentrationsverteilung	38
3.4	Abschätzung der Korrelation	38
4	VERSUCHE UND ERGEBNISSE	39
4.1	Ist-Zustand Bestimmung am Standort Gaswerk Simmering	39
4.1.1	Versuchsaufbau	39
4.1.1.1	Grundwasserbeprobung	39
4.1.1.2	Analytik	40
4.1.1.3	Biotests	41
4.1.1.4	Grafische Modellierung	41
4.1.2	Analysenergebnisse	41
4.1.3	Grafische Modellierung der Hauptkontaminanten	41
4.1.4	Grafische Modellierung ausgewählter Einzelparameter zur Abschätzung des mikrobiologischen Potentials	44
4.1.5	Ergebnisse der Leuchtbakterientests	46
4.2	Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik im Rahmen des Projektes FAMOS	49
4.2.1	Versuchsaufbau	49
4.2.1.1	Aufbau der Abbauversuche	49
4.2.1.2	Parameter der speziellen Altlastenanalytik	51
4.2.1.3	Beprobung der Abbauversuche	51
4.2.1.4	Zusammenstellung der Biotestbatterie	52
4.2.2	Analysenergebnisse	53
4.2.3	Auswertung der Analysenergebnisse	53
4.2.3.1	Hotspot 1 (HS1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)	54
4.2.3.2	Hotspot 1 (HS1): O ₂ -Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	56
4.2.3.3	Hotspot 1 (HS1): NO ₃ ⁻ -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	58
4.2.3.4	Hotspot 2.1 (HS2.1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)	60
4.2.3.5	Hotspot 2.1 (HS2.1): O ₂ -Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	63
4.2.3.6	Analysenergebnisse Hotspot 2.1 (HS2.1): NO ₃ ⁻ -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	65
4.2.3.7	Hotspot 2.2 (HS2.2): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)	67
4.2.3.8	Hotspot 2.2 (HS2.2): O ₂ -Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	70
4.2.3.9	Hotspot 2.2 (HS2.2): NO ₃ ⁻ -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	72
4.2.4	Ergebnisse der Toxizitätsuntersuchungen im Rahmen des Projektes FAMOS	75

4.2.4.1	Hotspot 1 (HS1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)	76
4.2.4.2	Hotspot 1 (HS1): O ₂ -Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL).....	78
4.2.4.3	Hotspot 1 (HS1): NO ₃ ⁻ -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)	80
4.2.4.4	Hotspot 2.1 (HS2.1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL).....	82
4.2.4.5	Hotspot 2.1 (HS2.1): O ₂ -Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL).	84
4.2.4.6	Hotspot 2.1 (HS2.1): NO ₃ -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL).....	86
4.2.4.7	Hotspot 2.2 (HS2.2): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL).....	89
4.2.4.8	Hotspot 2.2 (HS2.2): O ₂ -Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL).	91
4.2.4.9	Hotspot 2.2 (HS2.2)-NO ₃ ⁻ -Variante (anaerob) Probenahmestelle Ablauf (AL).....	93
4.2.4.10	Auswertung der Korrelationen von den analytischen Parametern mit den Ergebnissen der Biotests	95
4.2.4.11	Ames-Test	100
5	ZUSAMMENFASSUNG DER ERGEBNISSE UND INTERPRETATION	101
5.1	Altlastenerkundung mit Ist-Zustand Bestimmung.....	101
5.1.1	Interpretation der Analysenergebnisse und der grafischen Modellierung für die Hauptkontaminanten.....	101
5.1.2	Interpretation der Analysenergebnisse ausgewählter Einzelparameter zur Abschätzung des mikrobiologischen Potentials.....	103
5.1.3	Interpretation der Ergebnisse der Leuchtbakterientests	104
5.1.4	Zusammenfassende Bewertung der Ist-Zustand Bestimmung	105
5.2	Untersuchungsergebnisse und Interpretation der Analytik – und Toxizitätstestdaten aus dem Projekt FAMOS	107
5.2.1	Zusammenfassung und Interpretation der Analysenergebnisse	107
5.2.2	Beschreibung und Bewertung der Toxizitätsuntersuchungen.....	109
5.2.2.1	Abschätzungen der Korrelationen der analytischen Parameter mit den Biotests	111
6	GESAMTBETRACHTUNG UND AUSBLICK	112

7 VERZEICHNISSE	I
7.1 Literatur.....	I
7.2 Abkürzungsverzeichnis	X
7.3 Tabellen	XI
7.4 Abbildungen	XI
ANHANG	XVI
Anhang 1: Ist-Zustand Bestimmung – Analysenergebnisse	XVI
Anhang 2: Ist – Zustand Bestimmung Leuchtbakterientest	XXX
Anhang 3: Pegel- und Brunnen-Plan vom Gaswerk Simmering	XXXV
Anhang 4: Bioreaktor Abbauversuche - Aufbau des Experiments vom IFA-Tulln	XXXVI
Anhang 5: Projekt FAMOS – Grafiken der Probenahmestellen Zulauf (ZL) und Mitte (M)	XXXVIII
Anhang 6: Bioreaktor Abbauversuche – Prozesswasserzugabe	LIII
Anhang 7: Ergebnisse Toxizitätsuntersuchungen im Rahmen des Projektes FAMOS	LVI

Der Kritikpunkt an dieser Vorgehensweise, der sehr oft von Non Government Organisations (NGOs) vorgebracht wurde, liegt nun darin, dass einerseits nicht alle Schadstoffe untersucht werden und somit auch nicht alle bewertet werden können, andererseits wird die Frage, ob verschiedene Schadstoffe additiv oder eventuell multiplikativ wirken können, nicht beantwortet. Verunreinigungen in der Umwelt weisen eine ökologische Bedeutung auf, diese wird einerseits durch die Stoffe selbst, andererseits durch ihre Auswirkungen sichtbar [5], [4]. Der Schwerpunkt der bisherigen Beschreibung des Zustandes unserer Umwelt liegt auf chemisch-physikalischen und analytischen Verfahren, dabei treten folgende Probleme auf:

- 1) Die Zahl der zu erfassenden Substanzen ist enorm groß.
- 2) Das derzeitige Bewertungssystem misst Schadstoffe (Verunreinigungen), Abbauprodukte werden nicht oder nur in begrenzten Fällen mitbewertet.
- 3) Das Zusammenwirken mehrerer Schadstoffe bzw. daraus resultierender Metaboliten kann durch die analytische Auflistung von Einzelkonzentrationen nicht ausreichend beschrieben werden [6], [4].

Einen Ausweg aus dieser Problematik stellen Biotests dar, da sie die Gesamtheit der einwirkenden Stoffe auf Testorganismen beschreiben. Der biologische Bewertungsansatz betont die Wirkung von Umweltchemikalien und weniger das Vorkommen der möglichen Kontaminanten [6].

Biotestverfahren, die die Wirkung von Schadstoffen auf Lebewesen bewerten, sind eine wesentliche Voraussetzung um Umweltbelastungen sinnvoll beschreiben zu können [6], [4] [7].

Die vorliegende Arbeit beschäftigt sich mit Fragen zu Schadstoffen, die bei der Sanierung von Altlasten auftreten, weiters wird auf die Gegenüberstellung von biologischen Testsystemen mit der modernen Analytik eingegangen. Vor allem die Abschätzung des Restrisikos der nach einer Sanierung im Boden bzw. Grundwasser verbleibenden Substanzen sowie die Frage „how clean is clean“ haben große Bedeutung, da sie unmittelbar mit Kosten verbunden sind.

Neue Ansätze der Altlastensanierung gehen teilweise vom Ausheben, Behandeln und gesichertem Ablagern verunreinigter Standorte ab, indem man versucht weniger stark verunreinigte Bodenzonen in-situ zu behandeln, wobei natürliche Abbauprozesse begünstigt bzw. zum Teil auch erst initiiert werden. Diese Verfahren erlauben es gesteuerte Abbauprozesse in der mit Grundwasser ungesättigten und gesättigten Bodenzone, umzusetzen.

Zur Bewertung dieser in-situ Verfahren sind chemische Analysen alleine nicht ausreichend aussagekräftig, da nicht ausgeschlossen werden kann, dass im Zuge von mikrobiologischen Umsetzungen (Metabolismen) toxische Verbindungen mit höherer Wasserlöslichkeit auftreten können. Aus diesem Grunde ist es notwendig, toxikologische Tests zusätzlich zu chemischen Analysen einzuführen um die Umweltverträglichkeit derartiger Verfahren zu dokumentieren.

Der experimentelle Teil der vorliegenden Dissertationsarbeit beschäftigt sich mit der praktischen Umsetzung dieser Überlegungen auf einem Gaswerkstandort in Wien.

Gaswerksstandorte und Kokereien zeigen sehr typische Boden und Grundwasserverunreinigungen. Es handelt sich dabei um Nebenprodukte der Produktion, wie Teer und Teeröle (PAK, Hetero-PAK) sowie monoaromatische Verbindungen, Kohlenwasserstoffe, Phenole, komplexe Cyanide, Sulfide und Ammonium [8], [9], [10]. Die Anzahl derart kontaminierter Standorte in Österreich ist nicht genau bekannt, da es neben ca. 40 Gaswerken (19 davon in Wien) und mehreren Kokereien eine größere Anzahl von Teer und teerverarbeitender Betriebe (z.B. Herstellung von Telefonmasten und Eisenbahnschwellen) gab, sodass die mit PAK kontaminierten Standorte auf über 100 geschätzt werden [11], [12], [8].

Bei komplexen Schadstoffgemischen (z.B. Teeröle bestehen aus einigen tausend Komponenten) stellt sich zudem die Frage, inwieweit die Bestimmung der Toxizität von Einzelkomponenten ausreicht um dadurch die Toxizität des Schadstoffgemisches (Mischungstoxizität) beschreiben zu können.

Bei einer Untersuchung PAK kontaminierter Böden wurde festgestellt, dass die Toxizität (Leuchthemmung von *Vibrio fischeri*) dieser Böden nicht mit der analytisch bestimmten Konzentration der 16 EPA-PAK korreliert [13]. Daraus kann geschlossen werden, dass für die beobachtete Toxizität neben den 16 EPA-PAK noch andere Substanzen maßgeblich sind [4], [13].

Bei der unvollständigen Verbrennung von Kohlenwasserstoffen treten neben PAK eine Reihe weiterer Stoffklassen auf, wobei prozentuell den Hetero-PAK eine größere Bedeutung zukommt. Weiters ist über die Ökotoxizität der Abbauprodukte (bzw. Metaboliten) von PAK bzw. Hetero-PAK wenig bekannt. Den Hetero-PAK kommt insofern eine verstärkte Aufmerksamkeit zu, da durch die Anwesenheit der Heteroatome im Molekül die Wasserlöslichkeit in der Regel höher ist als jene der entsprechenden PAK [14], [15]. Dies kann die Bioverfügbarkeit erhöhen und auch zu einer größeren Ausbreitung der Kontamination im Grundwasser führen [10], [4].

1.2 Toxikologie – Ökotoxikologie

Die Toxikologie ist eine multi- und transdisziplinäre Wissenschaft. Sie wird im englischsprachigen Raum modern als „Science of Chemical Safety“ bezeichnet.

Wenn als Folge der Einwirkung eines Stoffes auf einen Organismus negative Wirkungen auftreten wird dieser Stoff als toxisch bezeichnet. Dieser chemische Stoff ist entweder natürlichen Ursprungs (geogen, z.B. Schwermetalle) oder als Folge der anthropogen verursachten erhöhten Stoffkreisläufe (Materialkreisläufe) vermehrt in die Umwelt gelangt oder er ist anthropogener Natur (z.B. synthetische organische Chemikalien, Xenobiotika) [16], [4]. Toxische Reaktionen reichen von reversiblen Störungen bis zum Absterben eines Organismus [17], [16].

Der Arzt und Naturforscher Philippus Aureolus Theophrastus Bombastus von Hohenheim (1493 – 1541), der sich selbst Paracelsus nannte, erkannte, dass die Giftwirkung von der Dosis eines Stoffes abhängt:

„Alle Dinge sind Gift und nichts ohne Gift, allein die Dose macht, dass ein Ding kein Gift ist“ [16], [18], [17].

In der nachfolgenden Abbildung 2 wird der Zusammenhang zwischen Dosis und Reaktion des Organismus schematisch dargestellt.

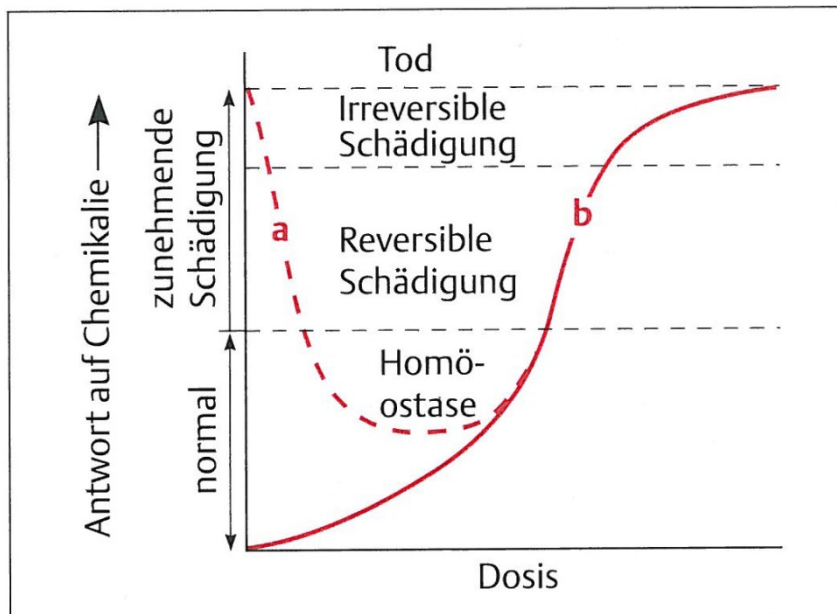


Abbildung 2: Dosis-Wirkungs-Beziehungen [16]

a = Essentielle Stoffe, die sowohl bei Unterversorgung wie Überdosierung zu negativen Wirkungen führen. Homöostase tritt im mittleren Konzentrationsbereich auf.

b = Typische Umweltchemikalien, die mit zunehmender Dosis zu reversibler und irreversibler Schädigung und schließlich zum Tod führen kann (nach *Connell and Miller 1984*).

Die Ökotoxikologie untersucht die biotischen Wechselwirkungen und Auswirkungen von Umweltstoffen auf die belebte Natur im Zusammenhang mit deren Schicksal in der Umwelt. Ihr Ziel ist es, die ökotoxikologischen Wirkungen von Chemikalien zu verstehen, um die damit verbundenen Gefahren zu erkennen und abzuwenden. Ökotoxikologisch bedeutende Chemikalien gelangen über verschiedene Wege in die Umwelt. Sie werden unbeabsichtigt durch Unfälle oder diffuse Einträge in Luft, Wasser und Böden eingetragen. Neben Abwasser und Abluft werden auch Altlasten zunehmend als Quellen von Chemikalieneinträgen erkannt [16], [21].

Folgende Parameter werden für ökotoxikologische Wirkung eines Stoffes angeführt:

- physikalisch-chemische Eigenschaften,
- Bioverfügbarkeit,
- Konzentration (Dosis) am Zielort → Paracelsus,
- Dauer und Häufigkeit der Exposition (akute bzw. chronische Toxizität),
- Expositionsweg (Nahrung oder das Medium),
- Adaption der Umwelt (abhängig von allg. physiologischen Zustand des Ökosystems),
- Umwandlungen in der Umwelt (Abbau, Bioaktivierung),
- nicht nur Stoffe, sondern auch chemisch-physikalische Parameter z.B. pH-Wert können toxisch wirken [16], [4].

Alle oben angeführten Kriterien sind stark miteinander vernetzt. Reversible und irreversible Schädigungen treten auf allen biologischen Ebenen auf. Sie unterscheiden sich nicht nur in ihrer Latenzzeit, sondern auch in Empfindlichkeit und ökologischer Relevanz. Mit steigender Komplexität beginnend mit einzelnen Molekülen und Zellen bis hin zu Populationen steigt die Relevanz von Biotests für ökotoxikologische Bewertungen (siehe Abbildung 3) [22], [23].

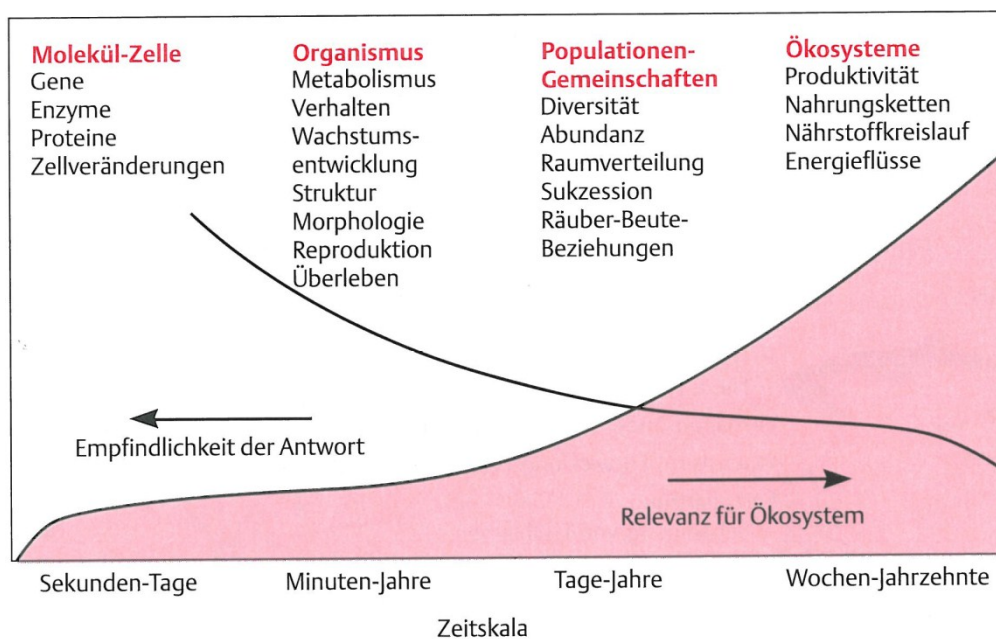


Abbildung 3: Ökotoxikologische Wirkungen treten auf allen biologischen Ebenen auf [16], [22], [23].

1.3 Altlasten

Der Begriff Altlast „contaminated site“ wird im technischen Sprachgebrauch oft unterschiedlich zum umweltrechtlichen Begriff verwendet.

Definition Altlasten nach dem Altlastensanierungsgesetz (ALSAG):

Altlasten sind Altablagerungen und Altstandorte, sowie durch diese kontaminierte Böden und Grundwasserkörper, von denen - nach den Ergebnissen einer Gefährdungsabschätzung – **erhebliche Gefahren** für die Gesundheit des Menschen oder die Umwelt ausgehen. Ausgenommen sind Kontaminationen die durch Emissionen in die Luft verursacht wurden [25].

Definition Altablagerung nach dem Altlastensanierungsgesetz (ALSAG):

Altablagerungen sind Ablagerungen von Abfällen die befugt oder unbefugt durchgeführt wurden [25].

In Österreich bedeutet Altlast einen registrierten Altstandort oder Altablagerung der mittels Verdachtsflächenmeldung von den Bundesländern an den Bund gemeldet wurde. Nach der Bewertung des Risikos (Umweltbundesamt) kann diese Verdachtsfläche in den Altlastenkataster aufgenommen werden [12].

Unter Gefährdungsabschätzung, nach ÖNORM S2086 „Altlasten-Benennung und Definitionen“ [24], versteht man die Darstellung und Bewertung der Gefahrenlage im einzelnen Fall, basierend auf vorausgegangenen Untersuchungen und deren fachlicher Beurteilung.

Die Gefährdungsabschätzung ist die Beurteilung, ob eine Verdachtsfläche eine **erhebliche Umweltbeeinträchtigung** verursacht oder eine hohe Umweltgefährdung darstellt.

Im Falle einer **erheblichen Umweltbeeinträchtigung** oder **–gefährdung** wird die Verdachtsfläche als Altlast im Altlastenkataster ausgewiesen. Trifft dies nicht zu, wird die Verdachtsfläche entweder aus dem Verdachtsflächenkataster gestrichen oder als Beobachtungsfläche ausgewiesen und erst nach Vorliegen zusätzlicher Bewertungsdaten einer neuerlichen Gefährdungsabschätzung unterzogen [12].

Wird eine Verdachtsfläche durch die Gefährdungsabschätzung zur Altlast erklärt, erfolgt weiters die Bewertung der Dringlichkeit der erforderlichen Sanierungsmaßnahmen (Prioritätsklassifizierung). Es werden 3 Prioritätsklassen unterschieden, wobei Prioritätsklasse 1 die höchste Dringlichkeit von Sanierungsmaßnahmen bedeutet [25], [21], [20].

Ein generalisiertes Ablaufschema betreffend die Bearbeitung von Verdachtsflächen und Altlasten im Rahmen der Vollziehung des Altlastensanierungsgesetzes ist in Abbildung 4 dargestellt.

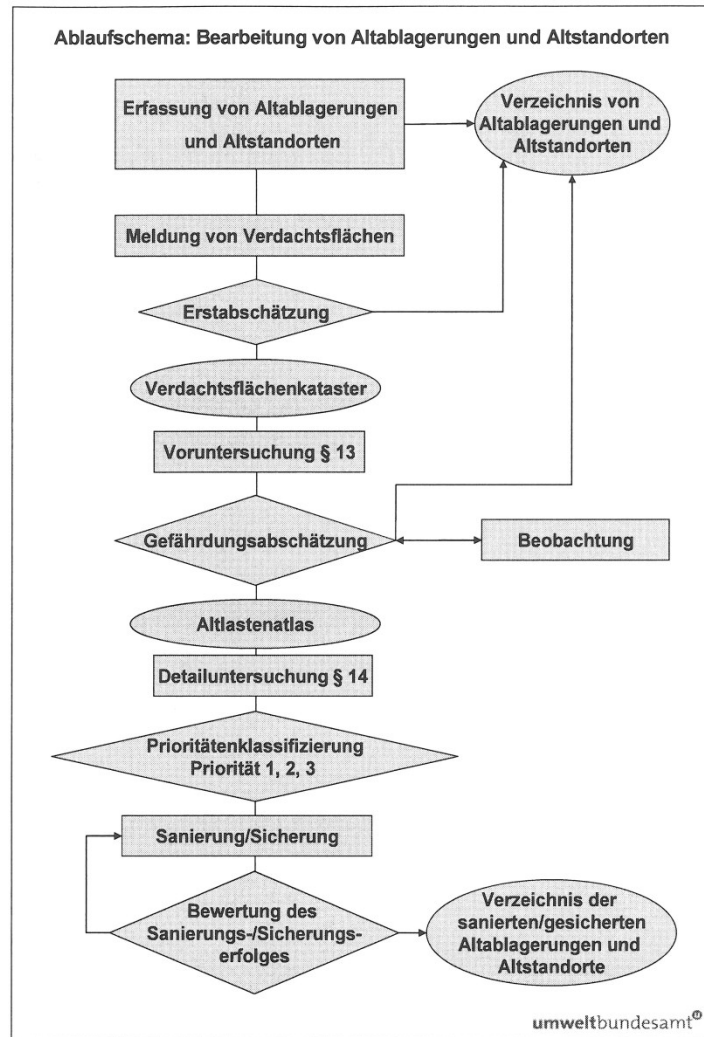


Abbildung 4: Ablaufschema für die Bearbeitung von Altablagerungen und Altstandorten im Rahmen der Vollziehung des Altlastensanierungsgesetzes [12].

Der Altlastenkataster wird in Form einer Verordnung 2-mal jährlich kundgemacht und beinhaltet die Anzahl und Bezeichnung der Altlasten in jedem Bundesland.

Mit 1.1.2011 waren 60.808 Altablagerungen und Altstandorte im Verzeichnis registriert, davon waren 4.981 (8,2%) Altablagerungen und 55.827 (91,8%) Altstandorte. Von diesen registrierten Altablagerungen und Altstandorten wurden von den Bundesländern 30.488 für die Aufnahme in den Verdachtsflächenkataster gemeldet. Für die übrigen Flächen liegen z.Z. noch zu wenig Daten für eine Erstabschätzung vor. Insgesamt wurden 358 gemeldete Altablagerungen bzw. Altstandorte nicht im Verdachtsflächenkataster aufgenommen [12].

Zeitgleich waren im Verdachtsflächenkataster 2.144 Standorte verzeichnet, davon waren 1.231 (57,4%) Altablagerungen und 913 (42,6%) Altstandorte. Aus dem Verdachtsflächenkataster wurden insgesamt 1.624 Altablagerungen und Altstandorte gestrichen. Das gefährdete Schutzgut (Schutzgüter: Grundwasser, Luft, Oberflächenwasser und Boden) war überwiegend das Grundwasser mit 99,7%. Etwa 25 - 30 Standorte werden jährlich untersucht und ausgewiesen [12].

Derzeit kommen hauptsächlich konventionelle Sanierungsverfahren (Dekontamination und Sicherung) wie Aushub und Räumung, Dichtwände und Behandlung des Grundwassers (Pump & Treat) zur Anwendung [11].

Für die Zukunft gilt es innovative Sanierungstechnologien zu fördern und Anwendungsbarrieren (geringe Erfahrungswerte, Einschätzung des Restrisikos etc.) zu überwinden [26].

In Abbildung 5 sind die Häufigkeiten jener Schadstoffe dargestellt, die bei Altlasten als Hauptkomponenten festgestellt wurden.

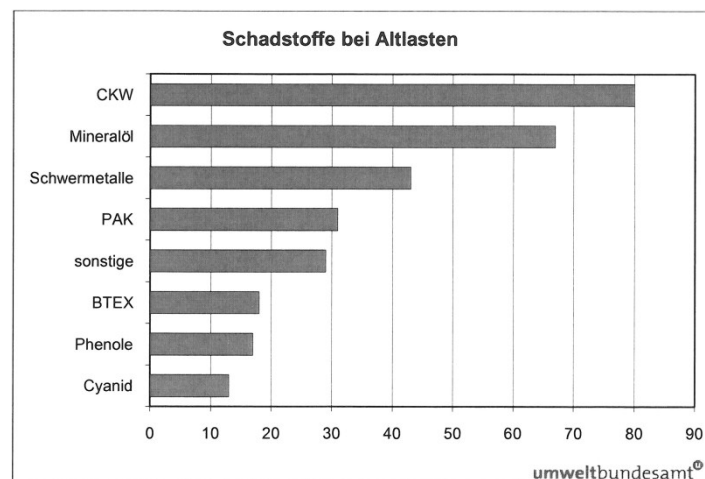


Abbildung 5: Häufigkeit von Schadstoffen, die bei Altlasten in erheblicher Menge festgestellt wurden (Mehrfachzuweisungen möglich; Stand: 1.1.2011) [12]

Die gefährlichsten Altlasten

Von den bisher ausgewiesenen Altlasten sind aufgrund der Kriterien für die Prioritätenklassifizierung jene mit der Priorität 1 grundsätzlich die „gefährlichsten“. Bei der Prioritätenklassifizierung werden aufgrund der drei Kriterien Schadstoffpotential, Schadstoffausbreitung und Bedeutung des Schutzgutes, die Altlasten nach Dringlichkeit von Sanierungsmaßnahmen klassifiziert [11].

Von den 49 bisher in Prioritätenklasse 1 eingestuften Altlasten sind in Tabelle 1 jene genannt, bei denen die drei Kriterien: Schadstoffpotential, Schadstoffausbreitung und Bedeutung des Schutzgutes in Summe als besonders hoch eingestuft wurden. Bei allen nachfolgend angeführten Altlasten sind Sanierungsmaßnahmen entweder bereits abgeschlossen oder in Durchführung [11].

Tabelle 1: Die gefährlichsten Altlasten [11]

Bezeichnung	Altlasten-Nr.	Bewertung
Donau Chemie Brückl	K5	Lösungsmittelschaden. Ehemaliger Produktionsstandort von chlorierten Kohlenwasserstoffen (CKW) mit extrem großen verunreinigtem Untergrundbereich, vermutlich insgesamt die „gefährlichste“ Altlast Österreichs.
BBU Blei- und Zinkhütte Arnoldstein	K6	Schwermetallschaden. Ehemaliger großer Hüttenbetrieb mit großflächigen, schwermetallbelastenden Produktionsrückständen (z.B. Schlacken).
Tanklager Lobau	W12	Mineralölschaden. Sehr großes Mineralöllager mit großflächiger Verunreinigung des Untergrundes mit Mineralöl.
Mobil; Shell Pilzgasse	W6 W7	Mineralölschaden. Ehemalige sehr große Raffineriestandorte mit großflächiger Verunreinigung des Untergrundes mit Mineralöl.
Gaswerk Simmering	W18	Teerölschaden. Ehemaliger großer Standort der Gasproduktion mit sehr großem, mit Teeröl verunreinigtem Untergrundbereich.
Teerag-Asdag Simmering	W21	Teerölschaden. Ehemaliger Standort der Teerverarbeitung mit sehr großem, mit Teerprodukten verunreinigtem Untergrundbereich.
Löwy-Grube Bitterlichstraße; Rudolf-Zeller-Gasse; Wagender Schottergrube	W5 W11 O4	Ehemalige Hausmülldeponien mit sehr großem Volumen und sehr großer Deponiegasproduktion unmittelbar in Wohngebieten.
Wozalbal Textilservice; Spenglerei Aumayr; Putzerei Pointner und andere	O21 O19 O23	Lösungsmittelschäden im Einzugsbereich von regionalen Wasserversorgungsanlagen.
OKA-Mastlager	O25	Schwermetallschaden. Ehemaliger großer Standort zur Imprägnierung von Holzmasten mit massiver Verunreinigung des Grundwassers mit Chrom im Nahbereich von Brunnen mit hochwertiger Grundwassernutzung.

1.3.1 Gaswerk Simmering

Die Produktion von Gas für Beleuchtungszwecke aus Kohle war ein wesentlicher Industriezweig im 19. und 20. Jahrhundert. Charakteristisch für diese Industriestandorte sind die Verunreinigungen mit polyzyklischen aromatischen Kohlenwasserstoffen (PAK, Hetero-PAK, BTEX, Cyaniden, Phenole, Sulfide und Ammonium). Diese Substanzen bilden sich bei der Verkokung von Kohle und wurden größtenteils technisch zu Nebenprodukten weiterverarbeitet. Die bekanntesten Produkte sind Steinkohleteer, der Farbstoff „Berliner Blau“, Benzol, Toluol, sowie Ammoniak [8], [10].

Der Bau des Gaswerkes in Simmering wurde unter Bürgermeister Dr. Karl Lueger am 28.12.1896 begonnen. Nach etwas mehr als 2 ½ Jahren Bauzeit wurde am 14. August 1899 die Inbetriebnahme begonnen und am 28. September 1899 wurde erstmals städtisches Leuchtgas in das Rohrnetz, welches gleichzeitig errichtet wurde, gepumpt. Am 31. Oktober 1899 wurden die ersten städtischen Gaslaternen auf der Ringstraße in Betrieb genommen [27].

Die Kapazität des Gaswerkes Simmering nach Inbetriebnahme betrug 432.000 m³ Gas/Tag bzw. 86 Millionen m³ Gas/Jahr. Zum Zeitpunkt der Errichtung war das Gaswerk Simmering das größte Gaswerk Europas. Zur Erzeugung dieser Gasmenge wurden ca. 90 Eisenbahnwaggon Kohle pro Tag benötigt [27].

Die Kohlegaserzeugung im Gaswerk Simmering wurde bis 1966 betrieben, anschließend wurde bis 1975 Spaltgas aus Erdgas hergestellt. 1975 wurde die Gaserzeugung eingestellt und auf Erdgas umgestellt [27], [8].

Obwohl die Gaswerkproduktion entsprechend dem damaligen Stand der Technik betrieben wurde, finden sich heute an all diesen ehemaligen Standorten die o.a. gaswerkspezifischen Verunreinigungen. Bezogen auf den Standort Gaswerk Simmering wurden die Bodenverunreinigungen durch Kriegseinwirkungen während des 2. Weltkrieges (Zerstörung von Leitungen und Behältern) wesentlich verstärkt [8].

Im Zuge der Planung der Sicherung und Sanierung des Standortes Gaswerk Simmering ist neben den konventionellen Techniken – Räumung der stark kontaminierten Bereiche (Auskoffern), Sicherung mittels Sperrbrunnen – auch die Anwendung von in-situ Techniken zur Sanierung vorgesehen [7].

1.4 Wasser- Grundwasser

Wasser spielt eine bedeutende Rolle beim Transport von Schadstoffen und bei der Exposition des Menschen gegenüber Fremdstoffen. Ein Erwachsener nimmt ca. 2,5 l pro Tag auf. Damit ist Wasser das wichtigste Lebensmittel und eine für den Menschen bedeutende Expositionsmöglichkeit gegenüber toxischen Substanzen [28]. Bei größeren Einträgen, wie sie bei Unfällen und lokalen Altlasten auftreten können, wandern auch unpolare Substanzen (PAK, Kohlenwasserstoffe) durch die Bodenhorizonte teilweise bis ins Grundwasser [28], [29].

Altlastkontaminierte Standorte haben unter Umständen massive Belastungen mit Chemikalien, wie z.B. polyzyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (PAK). Die Kenntnis der Detailbedingungen des Stoffeintrags, z.B. punktförmige Quelle oder diffuse regionale Kontamination, einmalige oder langjährige Stoffeinträge sowie die chemischen Eigenschaften der Kontaminanten sind wesentliche Voraussetzungen zur Beurteilung derartiger Situationen. Die Mobilität der Kontaminanten in den grundwasserführenden Schichten ist sehr unterschiedlich und es kommt zumindest in gewissen Umfang auch zur „natural attenuation“ (NA) durch mikrobiellen Abbau, spontane Degradation und Adsorption an feste Matrixbestandteile (Tonminerale) [30].

Die Belastungen des Trinkwassers spiegeln naturgemäß relativ eng die Belastungsgrade der Trinkwassergewinnung aus Oberflächengewässern oder Grundwasserspeichern wider. [30] Die Bereitstellung von gesundheitlich unbedenklichem Trinkwasser für die Bevölkerung ist eine bedeutende und komplexe Aufgabe, die in einer Vielzahl von Gesetzen, Verordnungen und Richtlinien geregelt wird [28].

1.4.1 EU-Wasserrahmenrichtlinie und EU-Grundwasserrichtlinie

Die am 23.10.2000 in Kraft getretene EU-Wasserrahmenrichtlinie (im Folgenden EU-WRRL abgekürzt) verpflichtet die Wasserbehörden u.a. dazu:

- Maßnahmen zu ergreifen, um die Einleitung von Stoffen in das Grundwasser zu verhindern oder zu begrenzen und eine Verschlechterung des Zustands aller Grundwasserkörper zu verhindern;
- die Grundwasserkörper zu schützen, zu verbessern und zu sanieren, so dass bis zum Jahre 2015 bzw. spätestens bis zum Jahre 2027 (zweimalige Verlängerungsoption um jeweils 6 Jahre) ein guter mengenmäßiger und chemischer Zustand des Grundwassers erreicht ist;
- alle signifikanten Trends einer Steigerung der Konzentration von Schadstoffen umzukehren und so die Verschmutzung des Grundwassers schrittweise zu reduzieren.
- Gemäß Art. 4 Abs. 5 und Abs. 8 EU-WRRL sind verschiedene Ausnahmen (Fristverlängerung, weniger strenge Ziele) von diesen Bewirtschaftungszielen zulässig, wenn die Erreichung der Ziele entweder aus technischen Gründen unmöglich ist oder mit einem unverhältnismäßig hohen Aufwand verbunden wären [31], [33].

Aussagen zur natürlichen Schadstoffminderung enthält jedoch weder die EU-WRRRL noch die am 16.01.2007 in Kraft getretene EU-Grundwasserrichtlinie vom 12.12.2006 [35], [33].

Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass das EU-Wasserrecht einerseits keine Aussagen zur Nutzung von NA-Prozessen enthält und andererseits der Nutzung der natürlichen Schadstoffminderung auch nicht entgegensteht [33].

1.5 Polyzyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (PAK)

PAK entstehen hauptsächlich durch unvollständige Verbrennung organischen Materials insbesondere bei Holz, Kohle und Mineralölen. Während der Pyrolyse entstehen vermutlich freie Kohlenstoff-, Wasserstoff- und Kohlenwasserstoffradikale, die über „naszierendes Acetylen“ zu polyzyklischen aromatischen Kohlenwasserstoffen polymerisieren. Von besonderer toxikologischer Bedeutung ist das Vorkommen der PAK im Tabakrauch sowie in gebratenen, gegrillten und geräucherten Lebensmitteln, weiters im Abgas aus Verbrennungsprozessen wie Einzelheizungen oder Abgase von Kraftfahrzeugen [34], [4].

Die PAK stellen aber auch eine der umweltrelevantesten Schadstoffgruppen bei Altlasten dar, da Steinkohlenteere bzw. Teeröle, die seit dem Ende des 18. Jahrhunderts zunächst als Nebenprodukte der Kohlenentgasung anfielen, im letzten Jahrhundert immer mehr an industrieller Bedeutung gewannen. Anwendung fand der Teer als Straßenbelag (Schwarzdecken), zur Erzeugung von Teerfarben und zur Holzimprägnierung (Eisenbahnschwellen, Telegrafmasten, Schiffe). Seit dem Ende des 19. Jahrhunderts wurde Teer zur Gewinnung von Rohstoffen für die chemische Industrie (Phenole, Anilinfarben) aufbereitet. Entsprechend treten Spitzenbelastungen des Bodens mit Steinkohlenteer bzw. Teeröl insbesondere auf ehemaligen Geländen von Kokereien, Gaswerken und von Teer- und Holzschutzmittel verarbeitenden Betrieben auf [14], [36], [4], [32].

Steinkohlenteere bzw. Teeröle sind komplexe Vielstoffgemische aus ca. 10.000 Verbindungen, von denen bisher nur einige hundert charakterisiert wurden. Diese lassen sich in folgende vier Klassen einteilen:

- Polyzyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (PAK): ca. 85%,
- stickstoff-, schwefel- bzw. sauerstoffhaltige PAK (Hetero-PAK): ca. 5-13%,
- Phenole: 1-10%,
- monoaromatische Kohlenwasserstoffe des BTX-Typs (BTX): <1% [14].

Aus der Gruppe der PAK und der Hetero-PAK sind eine Auswahl der mengenmäßig bzw. toxikologisch relevantesten Verbindungen und ihre prozentualen Gehalte in Abbildung 6 und Tabelle 2 dargestellt. Neben den typischen PAK-Grundkörpern kommt eine Vielzahl einfach und mehrfach methylierter Verbindungen vor. Je nach Herkunft der Steinkohle und den Verarbeitungsbedingungen können die Gehalte einzelner Verbindungen stark schwanken [14], [4].

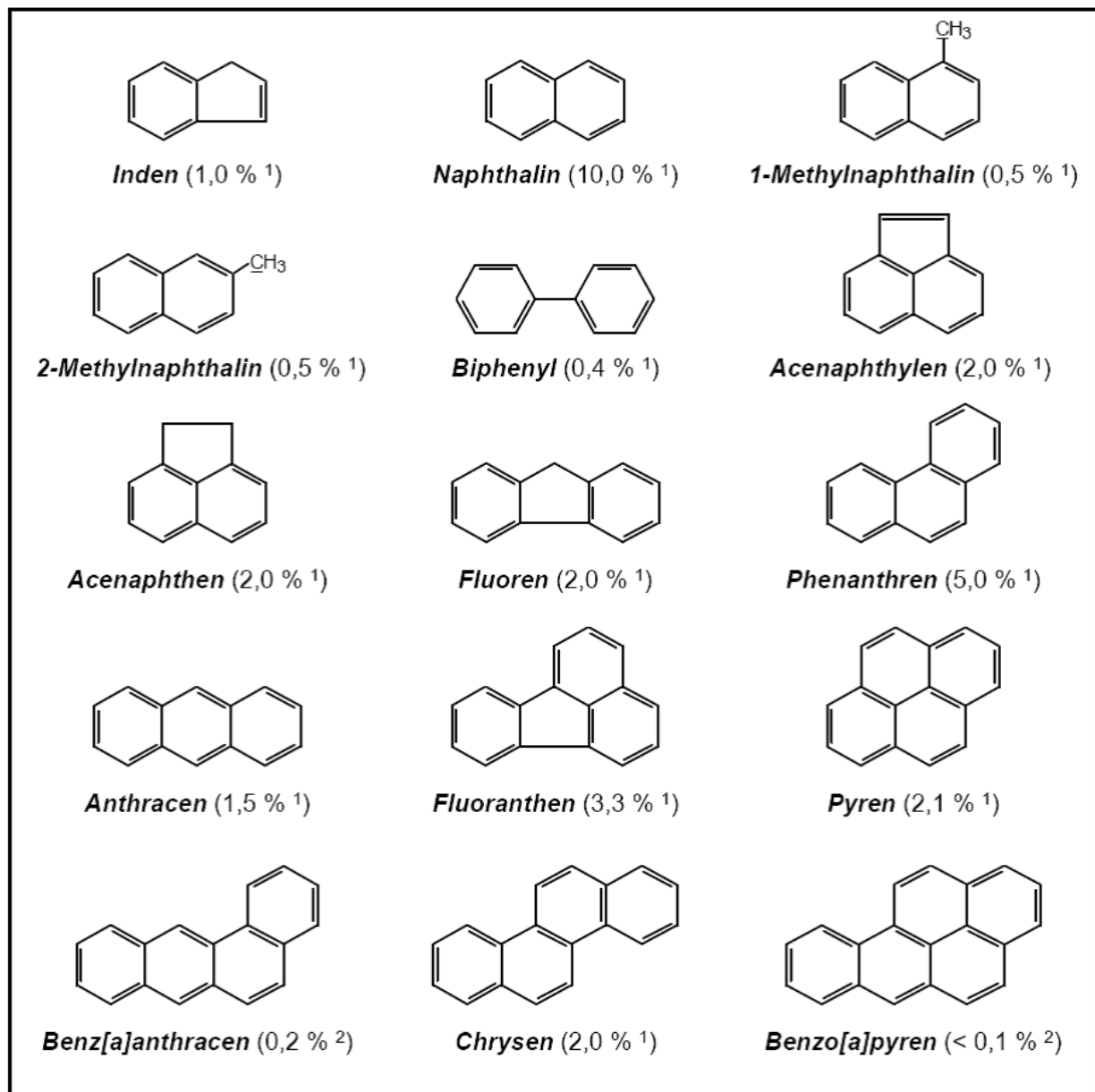


Abbildung 6: PAK in Steinkohlenteer bzw. Teeröl und prozentuale Gehalte [14]

¹Collin und Zander (1985): PAK-Gehalte in Steinkohlenteer

²Wright et al (1985): PAK-Gehalte in Steinkohlenteer

Zur Charakterisierung von teerverunreinigten Böden werden international die 16 EPA-PAK verwendet (16 PAK nach der Priority Pollutant List der US-amerikanischen Environmental Protection Agency). Diese Auswahl von den 16 EPA-PAK die am häufigsten vorkommen und am leichtesten analytisch erfassbar sind stellt ein gutes Beispiel der Grenzen dar, die durch eine rein analytische Betrachtungsweise gegeben sind [4].

Denn Studien weisen darauf hin, dass bei Standorten, die Teeröl verunreinigt sind, andere Substanzen als die 16 EPA-PAK eine höhere Toxizität auf *Vibrio fischeri* (Leuchtbakterien) aufweisen [13].

Metabolismus und toxikologische Relevanz von PAK

Bei Säugtieren werden die PAK durch eine Phase-I-Reaktion (Funktionalisierungsreaktion) der Biotransformation in Epoxide oder Phenole übergeführt.

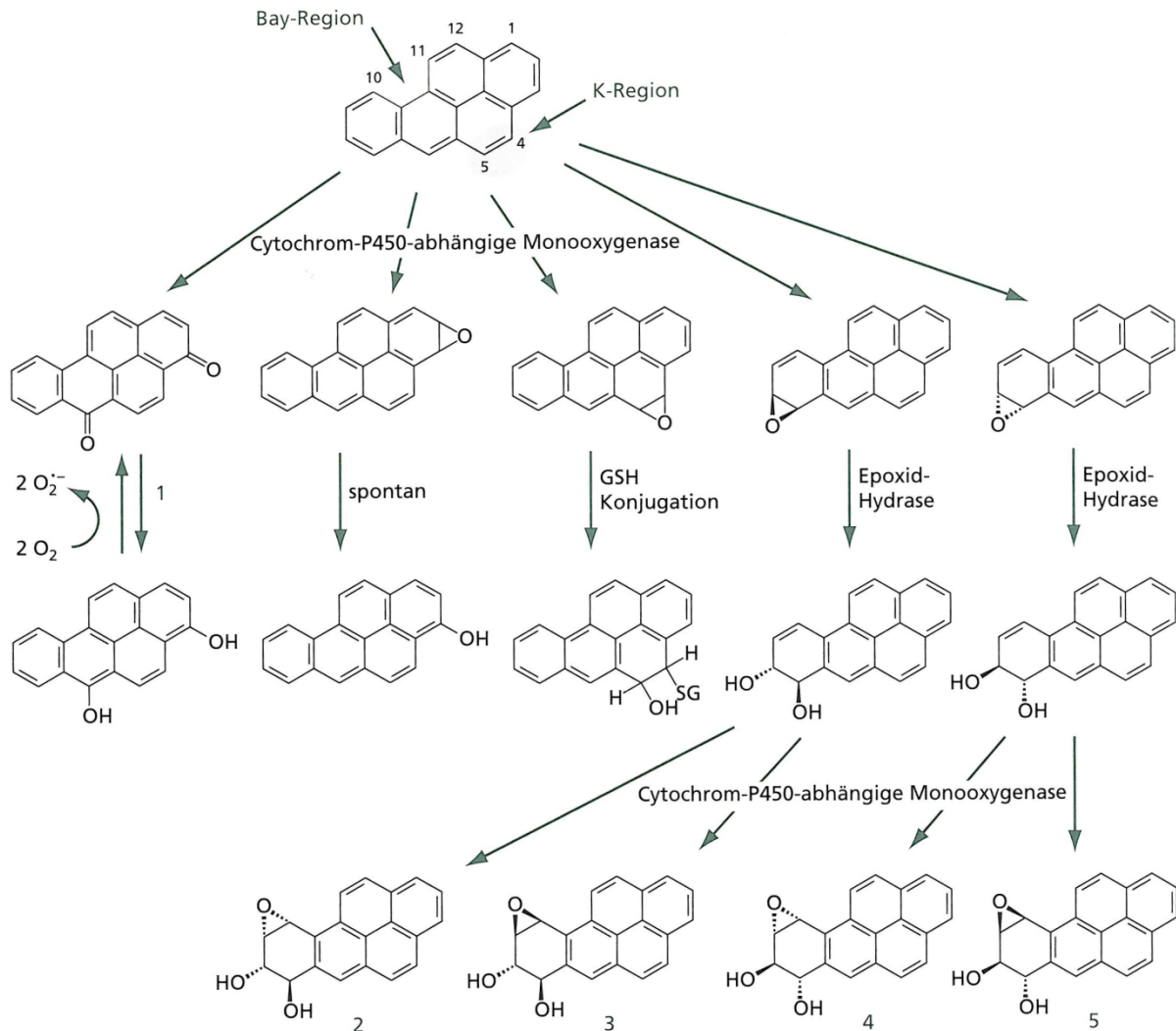


Abbildung 7: Ausgewählte Stoffwechselvorgänge der metabolischen Umwandlung von Benzo(a)pyren [34]

Ausgelassen sind die Sulfatierung und Glucuronidierung der OH-Gruppen sowie weitere GSH-Konjugate. 1= NADPH-abhängige Cytochrom-P450-Reduktase, NAD(P)H-Chinon-Reduktase oder DT-Diaphorase; 2= trans8(+)-7 β ,8 α -Dihydroxy-9 α ,10 α -epoxy-7,8,9,10-tetrahydrobenzo[a]pyren; 3=cis(-)-7 β ,8 α -Dihydroxy-9 β ,10 β -7,8,9,10-tetrahydrobenzo[a]pyren; 4=cis,(+)-7 α ,8 β -Dihydroxy-9 α ,10 α -epoxy-7-8,9,10-tetrahydrobenzo[a]pyren; 5=trans(-) 7 α ,8 β -Dihydroxy-9 β ,10 β -epoxy-7,8,9,10-tetrahydrobenzo[a]pyren.

Diese bilden dann weiter durch die nachfolgende Phase-II-Reaktion (Konjugationsreaktion), mit UDPGS (Uridindiphosphat-glukuronsäure), PAPS (3'-Phosphoadenosin-5'-phosphosulfat) oder Glutathion, Glucuronsäure-, Glutathion- oder Sulfat-Konjugate und werden über den Harn ausgeschieden oder aber sie reagieren weiter zu kanzerogenen Dihydrodiolen und Diol-Epoxiden (siehe Abbildung 7). Dabei bestimmt vornehmlich die Struktur der PAK, welcher Metabolisierungsweg bevorzugt beschriftet wird [8], [34].

Bei vergleichenden Untersuchungen mit PAK wurde festgestellt, dass nur solche Substanzen eindeutig kanzerogene Eigenschaften haben, die aufgrund eines angulären Benzolrings eine Einbuchtung („Bay-Region“) im Ringsystem aufweisen und hier epoxiliert werden. Die daraus abgeleitete Bay-Region-Theorie ist bei der Voraussage von kanzerogenen Eigenschaften zahlreicher PAK erfolgreich angewendet worden. Allerdings gibt es auch Ausnahmen z.B. Phenanthren. Lange Zeit wurde angenommen, dass die für kanzerogene Eigenschaften entscheidende Epoxidation des Ringsystems dort stattfindet, wo der Charakter der Doppelbindungen am ausgeprägtesten ist. Dieser Bereich wurde K-Region genannt. Die Identifizierung DNA-bindender Metaboliten ergab jedoch, dass hauptsächlich non-K-Region-Metaboliten wie die Bay-Region-Diolepoxide eine kovalente Bindung mit der DNA eingehen [34].

Die toxikologische Relevanz von Teerprodukten ist bereits seit 1775 durch das signifikant erhöhte Vorkommen von bestimmten Krebsformen bei Schornsteinfegern und Teearbeitern bekannt. Ca. 150 Jahre später wurden einige PAK, wie das Benzo(a)pyren, als kanzerogene Teer Inhaltsstoffe identifiziert. Da kanzerogene und/oder mutagene Eigenschaften unter den Hauptinhaltsstoffen des Steinkohlenteers, den PAK, aber auch den Hetero-PAK weit verbreitet sind, und die Halbwertszeiten der PAK bzw. der Hetero-PAK im Boden und Gewässersediment Monate bis Jahre oder sogar Jahrzehnte betragen können, geht von Boden- und Sedimentkontaminationen auf Steinkohlenteer bzw. Teerölbasis eine ernstzunehmende Gefahr für Mensch und Umwelt aus [34], [14], [4].

1.5.1 Hetero-PAK

Teeröle beinhalten neben 80 – 90% PAK, rund 3-15 % heterozyklische PAK (Hetero-PAK). Bei der Substanzklasse der Hetero-PAK handelt es sich um zyklische organische Verbindungen, die neben Kohlenstoff noch weitere Atome, so genannte Heteroatome wie z.B. Stickstoff (N), Schwefel (S) oder Sauerstoff (O), im Ringsystem enthalten [10].

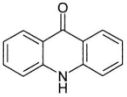


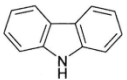

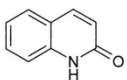
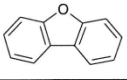


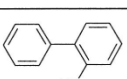

Hetero-PAK wurden bis jetzt in der Praxis üblicherweise kaum oder gar nicht untersucht, obwohl diese Verbindungen wie die PAK toxikologisch relevant sind [39], [15], [4], [37].

N-,S-,O- substituierte PAK (heterozyklische PAK) sind aufgrund der Anwesenheit dieser Heteroatome polarer als nicht substituierte PAK und dadurch meistens besser wasserlöslich [44], [47], [10], [38], [4]. Dies hat zur Folge, dass sich die Zusammensetzung bei der Lösung von Teeröl in Sicker- und/oder Grundwasser hin zu den polareren Substanzen verschiebt. Während die hydrophoben PAK in der wasserlöslichen Fraktion nur noch rund 20% der teerölbürtigen Schadstoffe ausmachen, erreichen die vergleichsweise hydrophilen Hetero-PAK einen Anteil von bis zu 40% [48]. Hierzu trägt zusätzlich die Fähigkeit des heterozyklischen Stickstoffatoms zu Protonierung bei, da sich durch die positive Ladung am Molekül die Wasserlöslichkeit noch weiter erhöht. Die hohe Mobilität und Persistenz der Hetero-PAK führt häufig zur Ausbildung vergleichsweise langer Schadstofffahnen an teerölkontaminierten Standorten [40], [41], [42], [15], [10].

Für die Hetero-PAK gilt wie für die PAK, dass die Wasserlöslichkeit mit zunehmendem Alkylierungsgrad und zunehmender Anzahl von Ringen abnimmt, während die Tendenz zur Sorption am Boden und damit zum natürlichen Rückhalt (Retention) zunimmt. Das bedeutet, dass insbesondere die niedermolekularen Substanzen aus dem Kontaminationszentrum ausgewaschen und mit dem Grundwasser entlang des natürlichen Fließweges transportiert werden, während im Schadenszentrum die hochmolekularen und häufig stark toxischen Substanzen am Boden sorbiert verbleiben [10].

Trotz des Nachweises sehr hoher Konzentrationen an Hetero-PAK in teerölkontaminierten Grundwässern sowie des z.T. hohen toxischen Potentials zählten diese Verbindungen bislang nicht zu den Prioritätssubstanzen bei entsprechenden Grundwasserschäden [10], [38], [43].

Tabelle 2: Übersicht der physikalisch-chemischen Daten untersuchter Hetero-PAK und weiterer Hetero-PAK der Prioritätenliste NSO-Heterozyklen/-metabolite aus dem KORA-Projekt [10]

Nr.	Verbindung [CAS-Nr.]	Struktur- formel	S ¹ [mg/l]	log K _{ow}	Gehalt in Teeröl ² [%]	Angaben zur Toxizität ³
1	Acridinon [578-95-0]		1,4	2,96	Metab.	M, G
2	Benzofuran [271-89-6]		224	2,67	0,1	C,M,G
3	Benzothiophen [95-15-8]		130	3,12	0,3	(G),Ö
4	Carbazol [86-74-8]		1,8	3,72	1,5	(C),(M),(G)
5	Chinolin [91-22-5]		6.100	2,03	0,3	C,M,G
6	Chinolinone (Chinolin-2-on) [59-31-49]		1.050	1,26	Metab.	M,G
7	Dibenzofuran [132-64-9]		3,1	4,12	1,3	M,G
8	Dimethylbenzofurane (2,3- Dimethylbenzofuran) [3782-00-1]		62	3,67	k.A.	(G),Ö
9	Dimethylchinoline (2,4-Dimethylchinolin) [1198-37-4]		1.800	3,24	k.A.	k.A.
10	Hydroxybiphenyl (2-Hydroxybiphenyl) [90-43-7]		700	3,09	Metab.	(C),M,G
11	Isochinolin [119-65-3]		3.600	2,08	0,2	M,G

k.A. keine Angaben verfügbar

¹ Wasserlöslichkeit S [mg/l]

² Metabolit

³ C = cancerogen, G = gentoxisch, M = mutagen, Ö = hohe Ökotoxizität (LC₅₀<1 mg/l); Angaben in Klammern zeigen prozentuelle, aber nicht zweifelsfrei nachgewiesene Toxizität an.

⁴ Log Ko/w = Löslichkeitsverteilung Octanol/Wasser

Tabelle 2 (Forts.): Übersicht der physikalisch-chemischen Daten untersuchter Hetero-PAK und weiterer Hetero-PAK der Prioritätenliste NSO-Heterozyklen/-metabolite aus dem KORA-Projekt [10]

Nr.	Verbindung [CAS-Nr.]	Strukturformel	S ¹ [mg/l]	log K _{ow}	Gehalt in Teeröl ² [%]	Angaben zur Toxizität ³
12	Isochinolinone (Isochinolin-1-on) [491-30-5]		480	1,42	Metab.	k.A.
13	Methylbenzofurane (2-Methylbenzofuran) [4265-25-2]		160	3,22	k.A.	k.A.
14	Methylbenzothiophene (3-Methylbenzothiophen) [1455-18-1]		49	3,54	k.A.	Ö
15	Methylchinoline (2-Methylchinolin) [91-63-4]		250	2,23	≥0,5	C,M,G,Ö
16	Methylchinolinone (4-Methylchinolin-2-on) [607-66-9]		1.760	1,70	Metab.	G
17	Methyldibenzofurane (1-, 2-, 4- Methyldibenzofuran) [60826-62-2]		3,2	4,26	k.A.	Ö
18	Methylisochinoline (1-Methylisochinolin) [1721-93-3]		410	2,69	k.A.	M,G
19	Phenanthridinon [1015-89-0]		280	2,81	Metab.	M,G
20	Xanthenon [90-47-1]		4,52	3,39	Metab.	k.A.

k.A. keine Angaben verfügbar

¹ Wasserlöslichkeit S [mg/l]

² Metabolit

³ C = cancerogen, G = gentoxisch, M = mutagen, Ö = hohe Ökotoxizität (LC₅₀<1 mg/l); Angaben in Klammern zeigen prozentuelle, aber nicht zweifelsfrei nachgewiesene Toxizität an.

⁴ Log Ko/w = Löslichkeitsverteilung Octanol/Wasser

Aufgrund der anzunehmenden ähnlichen Toxizität und der besseren Wasserlöslichkeit, welche meist gleichzusetzen ist mit einer höheren Bioverfügbarkeit liegt die Vermutung nahe, dass obwohl die Hetero-PAK anteilmäßig geringer in Steinkohlenteeren bzw. Teerölen vorkommen, eine wichtige ökotoxikologische Rolle spielen und daher genauer untersucht werden sollten [48], [49], [38], [43], [4].

Bisherige Untersuchungen der Eigenschaften und Gefährdungspotentiale von Hetero-PAK zeigten, dass bei Hetero-PAK mit gleichem Heteroatom die Toxizität mit steigendem Molekulargewicht meistens zunimmt. Dabei kann die akute Toxizität aller Substanzen alleine mit dem $\log K_{OW}$ nicht korreliert werden. Daraus folgt, dass eine theoretische Ableitung der Toxizität über die Struktur und den $\log K_{OW}$ bei Hetero-PAK unzuverlässig ist und reale Tests nicht ersetzt werden können [15].

PAK und ihre heterozyklischen Verwandten sind annähernd gleich toxisch für Bodenorganismen, wenn die Toxizität auf die totale Bodenkonzentration bezogen wird. Toxische Effekte wurden bei einer Konzentration von 10-40 mg/kg Boden (TS) beobachtet [50].

Unter den Hetero-PAK sind die Schwefel beinhaltenden Verbindungen schlechter abbaubar als die korrespondierenden Sauerstoff und Stickstoff substituierten Analoga [48], [49], [51].

Innerhalb der Analoga werden die Schwefel substituierten Hetero-PAK meistens als die toxischeren Verbindungen identifiziert. Stickstoff und Sauerstoff substituierte Hetero-PAK zeigen meist eine ähnliche Toxizität [15], [45], [46].

Aufgrund der relativ schlechten Datenlage zur Toxikologie ist für die meisten Hetero-PAK zurzeit keine quantitative Ableitung von Grenzwerten möglich. Analog zu den PAK sind die meisten Substanzen genotoxisch [10].

Hetero-PAK stehen im Verdacht kanzerogene und mutagene Eigenschaften zu haben, und sind als mindestens ähnlich toxikologisch relevant zu bezeichnen wie die PAK [15].

1.6 Mischungstoxizität

Die Bewertung des Risikos oder der Gefährdung von Chemikalien für die Umwelt basiert bislang fast ausschließlich auf der Toxizitätsbeurteilung einzelner Substanzen und der Vorstellung, eine Konzentration angeben zu können, unter der die Substanz im exponierten Organismus keinen Effekt mehr auslöst. In der Regel liegen im Freiland aber nicht einzelne Chemikalien vor, sondern es wirken mehrere Chemikalien in geringen Konzentrationen gleichzeitig oder nacheinander auf den exponierten Organismus ein [53].

Im Altlastenmanagement stellt sich immer die Frage nach dem Umweltrisiko, das von einem Standort ausgeht. Insbesondere ist der Eintrag von Schadstoffen in das Grundwasser entscheidend. Neben Altlasten, die von nur einem oder wenigen Schadstoffen geprägt sind, gibt es andere Fälle, bei denen hochkomplexe Substanzgemische in die aquatische Umwelt, insbesondere ins Grundwasser, eingetragen werden. Es ist schwierig, solche Schadstoffgemische abschließend zu beurteilen, indem man Einzelsubstanzen analysiert und die Ergebnisse als Konzentrationswerte beurteilt. Dabei ist nicht sichergestellt, dass tatsächlich alle relevanten Substanzen untersucht werden. Außerdem bleibt oft unberücksichtigt, wie sich die Einzelsubstanzen im „Schadstoffcocktail“ verhalten. So kann ihre Wirkung verstärkt oder abgeschwächt werden und die Stoffpalette kann sich verändern aufgrund von Abbau- und Biotransformationsprozessen (z.B. durch mikrobiologischen Abbau

einzelner Stoffe mit Bildung von Metaboliten oder durch chemische oder physikalische Reaktionen der Stoffe untereinander). Diese Vorgänge lassen sich nur schwer abschätzen [54].

Für Mischungen aus ähnlich wirkenden Chemikalien besteht weitgehend Konsens darüber, dass individuelle Grenzwerte keine Relevanz besitzen, was experimentell auch schon gezeigt werden konnte [53].

Einen Ausweg aus dieser Problematik stellen Biotests dar, da sie die Gesamtheit aller einwirkenden Stoffe auf Testorganismen beschreiben. Der biologische Bewertungsansatz betont die Wirkung von Umweltchemikalien und weniger das Vorkommen der möglichen Kontaminanten [55]. Bioverfahren, die die Wirkung von Schadstoffen auf Lebewesen bewerten, sind eine Voraussetzung um Umweltbelastungen sinnvoll beschreiben zu können [4], [56].

1.7 Biotest-Biotestkombinationen

Die Identifizierung und Quantifizierung toxischer, genotoxischer und mutagener Effekte von Chemikalien auf Individuen, Populationen oder Ökosysteme mittels toxikologischer Untersuchungen im Labor und im Feld sind eine Voraussetzung für die Entscheidung über erforderliche Schutzmaßnahmen zur Erhaltung der natürlichen Umwelt. Ökotoxikologische Testsysteme stellen einen fundamentalen Bestandteil einer derartigen Risikoanalyse dar und werden auch bei der Aufstellung von Umweltstandards und Umweltqualitätszielen angewendet [15].

Bei der Beschreibung von Grundwasserverunreinigungen bei Gaswerkstandorten treten folgende Probleme auf:

- 1) Teeröle und die mit ihnen verbundenen Umweltschäden zeichnen sich durch ein enormes Stoffspektrum aus, von dem bei weitem nicht alle Stoffe und Metabolite bekannt sind.
- 2) Das derzeitige Bewertungssystem misst bestimmte Schadstoffe, wobei Abbauprodukte nicht oder nur in begrenzten Fällen mitbewertet werden.
- 3) Das Zusammenwirken mehrerer Verunreinigungen bzw. daraus resultierender Metaboliten kann durch die Auflistung von Einzelkonzentrationen nicht beschrieben werden [10], [6], [4].

Einen Ausweg aus dieser Problematik stellen Biotests dar.

Biotestkombinationen

Die unterschiedliche Empfindlichkeit der Testorganismen auf umweltrelevante Stoffe schließt die Bewertung mittels eines einzelnen Biotest aus. Deswegen kann eine Bewertung nur mit Hilfe mehrerer Biotests zu einem repräsentativen Ergebnis kommen. [5] Die Folgerung daraus führt zur Kombination mehrerer Biotests zur Bewertung der Wirkung von sog. „Umweltgiften“. Derzeit wird Art und Umfang dieser Tests in zahlreichen Forschungsinstituten bearbeitet und in verschiedenen Gremien diskutiert [63], [64].

Grundsätzlich sollte eine Testbatterie, bestehend aus Stellvertreterorganismen, so zusammengesetzt sein, dass sie:

- Testspezies einsetzt, die sich in ihren Sensitivitäten auf verschiedene Substanzklassen ergänzen,
- eine hinreichend sichere Voraussage der Wirkung auf Freilandorganismen der verschiedenen trophischen Niveaus erlaubt,
- möglichst standardisierte Tests nutzen, die eine weite Verbreitung und Vergleichbarkeit erlauben [55], [56], [4].

1.8 In-situ Behandlung von kontaminierten Standorten

Bei sehr großen, flächigen Altlasten, wo die Verunreinigungen zum Teil sehr inhomogen verteilt sind, überlegt man von den bisherigen konventionellen Sanierungstechniken – Auskoffern, Behandeln und gesichertes Umlagern auf Deponien – insofern abzugehen, dass man die Kontaminationsschwerpunkte (Hotspots) aushebt und die restlichen Verunreinigungen entweder sichert (z.B. durch hydraulische Barrieren) oder einer in-situ Behandlung zuführt [33], [11].

Unter in-situ Verfahren zur Behandlung kontaminierter Standorte werden verschiedene physikalische, chemische und mikrobiologische Techniken verstanden, bei denen Grundwasser und Bodenzonen behandelt werden, ohne dass dort die Bodenmatrix bautechnisch im größeren Umfang bewegt wird. Derartige Verfahren haben zusätzlich den Vorteil, auch bei überbauten Arealen, als Sanierungsmaßnahme eingesetzt werden zu können [65], [26], [10], [52].

Mit Hilfe von in-situ Verfahren ist es möglich das Gefahrenpotential, welches von mobilen bzw. leicht mobilisierbaren Schadstoffen von Altlasten oder Industriestandorten ausgeht, zu eliminieren [65], [66], [67], [68].

Als Vorteile der in-situ Verfahren sind die geringen Primärinvestitionskosten und möglicherweise auch die geringeren Gesamtsanierungskosten anzuführen. Dem stehen jedoch Schwierigkeiten technischer sowie administrativer Art gegenüber.

Als technische Schwierigkeiten können die Kontrolle des Sanierungsverlaufes, die Stoffbilanzierung, der längere Zeitbedarf, eine längerfristige Betreuung des Projektes sowie zum Teil begrenzte Erfahrungswerte angeführt werden.

Aus administrativer Sicht ist in Österreich die Einbindung dieser Maßnahmen in das Wasserrecht als aufwendig anzusehen, da Maßnahmen zu bewilligen sind, die im Grundwasserkörper über einen längeren Zeitraum ablaufen, wobei das Grundwasser zumindest temporär nicht die Trinkwasserqualität erfüllt. Diese Maßnahmen sind durch die Wasserrechtsgesetz (WRG)-Novelle aus 2003 [70] abgedeckt.

Mit in-situ Maßnahmen lassen sich sowohl die ungesättigte als auch die gesättigte Bodenzone und das Grundwasser behandeln. [69], [71] Nachfolgende in Tabelle 3 aufgelisteten in-situ Verfahren werden derzeit großtechnisch eingesetzt.

Tabelle 3: Großtechnisch eingesetzte in-situ Verfahren [11], [33], [26]

In-situ Verfahren	Schadstoffe
Bodenluftabsaugung	CKW, BTEX
Bioventing	MKW
Pump & Treat	Universell einsetzbar
Biosparging	CKW, BTEX
Reaktive Wände	PAK, CKW ect.
Anaerobe mikrobiologische Verfahren (NO_3^-)	KW, BTEX, PAK ect.

Gesteigertes technisches Interesse wird auf jene mikrobiellen Prozesse gelegt, die bereits natürlich im Boden ablaufen und deren Umsetzungsgeschwindigkeit nur durch Zugabe von Nährstoffen bzw. Elektronenakzeptoren entsprechend erhöht werden kann [72], [73], [74], [75].

Da bei diesen mikrobiellen in-situ Abbauprozessen sehr viele unterschiedliche Abbauprodukte (bzw. Metaboliten) entstehen, ist es wesentlich die Frage der Toxizität dieser Umsetzungsprodukte zu beantworten. Dazu eignen sich als Ergänzung zu chemisch-physikalisch analytischen Verfahren biologische Testsysteme [76].

1.8.1 Nachweis des natürlichen Abbaus

Erste unspezifische Hinweise zu mikrobiologischen Prozessen im Grundwasser liefert das Grundwassermonitoring, wenn neben den Schadstoffen auch die geochemischen Parameter erfasst werden. Der Vergleich der Konzentrationsverteilung von Elektronenakzeptoren bzw. von Reaktionsprodukten im Zustrom und in der Schadstofffahne ermöglicht bereits qualitative Aussagen ob im Grundwasser ausreichend Elektronenakzeptoren für die Oxidation der vorhandenen gesamten organischen Fracht zur Verfügung stehen [10], [77].

Die bisher genannte Methode ist nicht ausreichend, um den Nachweis zu führen, dass die PAK und/oder die Hetero-PAK auch tatsächlich transformiert oder abgebaut werden. Auch eine direkte Übertragung von Daten anderer Standorte ist aufgrund der komplexen, lokalen Schadstoffzusammensetzung nur begrenzt möglich. Daher sind im Allgemeinen weitergehende Untersuchungen erforderlich, um den Nachweis zu erbringen, dass die autochthonen Mikroorganismen in der Lage sind, unter den natürlichen Milieubedingungen die organische Verunreinigung abzubauen [10], [78].

An erster Stelle sind Batch- oder Mikrokosmenversuche im Labor zu nennen. Eine weitere Variante sind Säulenversuche, die im Labor oder aber auch am Standort selbst durchführbar sind. Aufgrund der Versuchsführung mit einem fließenden wässrigen Medium entsprechen diese eher den realen Verhältnissen im Aquifer [10].

2 Problemstellung

Im Zuge der Planung der Sicherung und Sanierung des Standortes Gaswerk Simmering ist neben den konventionellen Techniken – Räumung der stark kontaminierten Bereiche, Sicherung mittels Sperrbrunnen – auch die Anwendung von in-situ Techniken zur Sanierung vorgesehen.

Zur Bestimmung des Ist-Zustandes zur Beweissicherung soll eine umfangreiche Untersuchung des Grundwassers durchgeführt werden. Dabei ist geplant, neben einigen analytischen Routineparametern, auch zum ersten Mal heterozyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (Hetero-PAK) an diesem Altstandort großflächig mitzuanalysieren. Dafür ist es notwendig eine Auswahl der für diesen Standort relevantesten Hetero-PAK zu treffen und eine Methode für die analytische Bestimmung dieser Hetero-PAK zu entwickeln. Im Gegensatz zu den 16 EPA-PAK existiert hier noch kein standardisierter Summenparameter [4], [10], [14].

Um Aussagen über eine mögliche Anwendbarkeit einer in-situ Sanierungsmethode zu treffen, soll das mikrobiologische Potential der Altlast abgeschätzt werden. Weiters soll eine Abschätzung der gesamten Schadstoffverteilung des beprobten Gebietes modelliert werden, um mögliche Kontaminationsherde (Hotspots) zu identifizieren. Da für die Betrachtung des Sanierungserfolges die Grundwasserwerte herangezogen werden, ist geplant auch Biotests mit Grundwasserproben durchzuführen.

Die geplanten Bioreaktor-Abbauversuche die vom IFA-Tulln durchgeführt werden, sollen durch die Analyse ausgewählter Schadstoffparameter und einer extra dafür zusammengestellten Biotestbatterie, analytisch ergänzt und toxikologisch begleitet werden. Die Schadstoffparameter hierfür sind standortspezifisch nach ihrer vermuteten toxikologischen Relevanz auszuwählen. Da es sich um komplexe Verunreinigungsgemische im Grundwasser handelt, die im Zusammenwirken durch eine chemische Charakterisierung nicht ausreichend beschrieben werden können [7], [54], sind neben den chemischen Untersuchungen Biotests zur toxikologischen Bewertung der Abbauversuche geplant. Die Biotestbatterie soll so zusammengestellt werden, dass ein möglichst breites ökologisches Spektrum abgedeckt wird. Für diesen Zweck existieren noch keine standardisierten Verfahrensempfehlungen, zusätzlich ist auf gute Reproduzierbarkeit und Vergleichbarkeit zu achten.

Die Ergebnisse sollen genutzt werden um zukünftige Veränderungen im Grundwasser während und nach erfolgter Hotspot Sanierung zu beurteilen bzw. eine laufende in-situ Sanierung am Standort Gaswerk Simmering toxikologisch zu begleiten.

Durch eine Ist-Zustand Bestimmung am Standort der Altlast Gaswerk Simmering und die analytische und toxikologische Begleitung der geplanten Abbauversuche vom IFA-Tulln mit extra für diesen Standort ausgewählten Schadstoffparametern und einer optimierten Biotestbatterie soll ein exakter Ist-Zustand vor einer beabsichtigten Sanierung definiert und ein mögliches Verhalten des Bodens während einer in-situ Sanierung simuliert werden.

3 Material und Methoden

3.1 Analytik

3.1.1 Herstellung eines Eluats

Von der homogenisierten Probe wurden 110 g in eine 1 L Schottflasche eingewogen und mit 1 L Deponat versetzt. Die Probe wurde für 24 Stunden über Kopf eluiert [79], [80].

3.1.2 Bestimmung von PAK und Hetero-PAK mittels GC-MS

Die Methodik zur Bestimmung der Hetero-PAK wurde speziell für dieses Projekt vom Verfasser gemeinsam mit der ESW Consulting WRUSS (im Folgenden ESW abgekürzt) entwickelt.

Nachfolgende Hetero-PAK wurden analysiert:

Benzofuran, 2-Methylbenzofuran, Benzo(b)thiophen, 2,3-Dimethylbenzofuran, Chinolin, Isochinolin, Dibenzofuran, Xanthen, Dibenzothiophen, Acridin, Carbazol, 3-Methylbenzothiophen, 2,6-Dimethylchinolin, 4-Methylidibenzofuran, Phenanthridinon, Acridinon.

Geräte

Die GC-MS Analysen für die aromatischen Heterozyklen und die polyzyklischen aromatischen Kohlenwasserstoffe (PAK) wurden mit einem Agilent 7890A Gaschromatographen, ausgestattet mit einem 5975C Massenspektrometer, einem PTV Injektor (Optic 3, GL Sciences) und einem Combi PAL Autosampler (CTC Analytics), durchgeführt. Für die Chromatographie wurde eine 30 m × 0,25 mm I.D. Rxi-5ms Säule (von Restek) mit einer Filmdicke von 0.25 µm verwendet. Das Injektionsvolumen betrug 8 µl. Die Injektortemperatur wurde anfänglich für 10 Sek. auf 50°C gehalten, mit einem Splitfluss von 80 ml/min. Danach wurde der Injektor mit 720°C/min auf 350°C aufgeheizt und die Probe für 1,5 min splitless auf die Säule übertragen. Der Ofen wurde anfänglich für 2 min auf 50°C gehalten und danach mit 15°C/min auf 280°C für 15 min aufgeheizt. Als Trägergas wurde Helium verwendet mit einem Säulenfluss von 1,8 ml/min. Die Transferline zum Massenspektrometer wurde auf 300°C geheizt. Die MS wurde im Scan (50-400 m/z) und im SIM (selected ion monitoring) Modus betrieben, wobei die Quantifizierung der Substanzen mit jeweils zwei charakteristischen Massenfragmenten durchgeführt wurde. Die Ionenquelle wurde konstant auf 230°C gehalten und im EI (electron impact ionization) Modus betrieben.

Probenvorbereitung

Bei Wasserproben wurden 200 ml Probe mit 2 ml 1 M Acetatpuffer pH 6,0 auf einen pH-Wert von 6 - 7 eingestellt. Nach Zugabe eines internen Standardmix mit teilweise deuterierten Referenzsubstanzen (Naphthalin D8, Acenaphthen D10, Phenanthren D10, Fluoranthen D10, Benzo(a)anthracen D12, Benzo(a)pyren D12, PCB 77, jeweils 0,2 µg/l) wurden die Proben über eine automatisierte Festphasenextraktion (Autotrace, Dionex) aufgearbeitet. Als Packungsmaterial wurde ca. 150 mg Isolute ENV+ (International Sorbent Technology Ltd, UK) verwendet. Nach dem Probenauftrag mit einem Fluss von 15 ml/min wurde das SPE-

Material im Argonstrom vollständig getrocknet. Die Elution der Proben erfolgte schrittweise mit 5 ml Aceton und 7 ml Ethylacetat. Die Extrakte wurden über Natriumsulfat und Kieselgel aufgereinigt und im Argonstrom auf ein Endvolumen von circa 500 µl eingeeengt.

Bei Bodenproben wurden 15 g Probe mit 25 ml Methanol für 2 h am Horizontalschüttler extrahiert. Von diesem Extrakt wurden 100 µl in 200 ml Wasser pipettiert und danach äquivalent zur Extraktion von Wasserproben aufgearbeitet [81], [82], [83].

3.1.3 Bestimmung von BTEX mittels GC-MS

Geräte

Die GC-MS Analysen wurden mit einem Thermo Finnigan Trace Gaschromatographen, ausgestattet mit einem Trace DSQII Massenspektrometer und einem Perkin Elmer TurboMatrix 110 Headspace Autosampler, durchgeführt. Für die Chromatographie wurde eine 60 m × 0,32 mm I.D. RTX-VMS Säule (von Restek) mit einer Filmdicke von 1,8 µm verwendet. Zur Gleichgewichtseinstellung der Probe wurden die Headspace-Vials bei 70°C für 40 min im Ofen des Probengebers temperiert. Nach einer Druckaufbauphase wurde der Dampfraum für 0,30 min mit 120 kPa auf die GC-Säule übertragen. Der Injektor wurde konstant auf 120°C geheizt und mit einem Splitflow von 11 ml/min betrieben. Der Ofen wurde anfänglich für 2 min auf 40°C gehalten und danach mit 8°C/min auf 80°C aufgeheizt. Danach wurde mit 10°C/min auf 180°C aufgeheizt und die Temperatur für 2 min gehalten. Als Trägergas wurde Helium verwendet, mit einem Säulenfluss von 2,8 ml/min. Die Transferline zum Massenspektrometer wurde konstant auf 200°C geheizt. Das MS wurde im SIM (selected ion monitoring) Modus betrieben, wobei die Quantifizierung der Substanzen mit jeweils zwei charakteristischen Massenfragmenten durchgeführt wurde. Die Ionenquelle wurde konstant auf 200°C gehalten und im EI (electron impact ionization) Modus betrieben.

Probenvorbereitung

Die Wasserprobennahme erfolgte in vollgefüllten, luftblasenfreien 250 ml Schottflaschen. Die Messung wurde sofort nach Probeneingang durchgeführt.

Bei Wasserproben und Eluaten wurden 10 ml Probe in ein 20 ml Headspace-Vial pipettiert. Nach Zugabe von 2 µl internem Standardmix (Toluol D8, 1,3-Brom-Chlor-Propan) wurden die Vials luftdicht verschlossen und direkt vermessen.

Bei Bodenproben wurden 25 g Probe mit 50 ml Methanol für 30 min am Horizontalschüttler extrahiert. Nach einer Absetzphase von mindestens 30 min im Kühlschrank wurden 20 µl des methanolischen Extrakts in eine 10 ml blindwertfreie Wasservorlage dosiert und mit 2 µl internem Standardmix versetzt. Danach wurden die Vials luftdicht verschlossen und direkt vermessen. [84], [86]

3.1.4 Messung von Ca, Mg, Na, K, Fe, Mn mittels Emissionsspektrometrie

Geräte

Die Messung erfolgte mit einem Perkin Elmer Optima 4300DV ICP-AES, ausgerüstet mit einem ESI SC FAST Autosampler. Das Argon-Plasma wurde mit 15 L/min und 1300 W betrieben. Es wurde ein Meinhard Typ C Baffled Cyclonic Nebulizer mit 0,5 L/min und einem Sample Flow von 0,60 ml/min verwendet.

Bis auf Kalium wurden pro Element jeweils 2 typische Wellenlängen gemessen und die Übereinstimmung der Ergebnisse beider Linien als Voraussetzung zur Auswertung herangezogen. Calcium wurde auf 317,933 und 315,887 nm, Kalium auf 766,490 nm, Natrium auf 589,592 und 588,995 nm, Magnesium auf 285,213 und 279,077 nm, Mangan auf 257,610 und 260,568 nm und Eisen auf 238,204 und 259,939 nm gemessen. Eisen und Mangan wurden im Axial-Modus, die restlichen Elemente im Radial-Modus vermessen.

Probenvorbereitung

Wasserproben wurden durch einen 0,45 µm Membranfilter filtriert, mit 500 µl HNO₃ pro 100 ml Probe angesäuert und direkt vermessen. Während der Probeninjektion wurde Yttrium als interner Standard automatisch zugegeben [87].

3.1.5 Messung des DOC

Geräte

Die Messung des Parameters DOC wurde mit einem Shimadzu TOC-V_{CSN}-Analysator, ausgestattet mit einem ASI-V Autosampler durchgeführt. Nach manueller Ansäuerung der Proben wurden diese automatisch im Autosampler mit synthetischer Luft für 6,5 min mit ca. 150 ml/min ausgeblasen. Das Injektionsvolumen betrug 50 µl, wobei pro Probe drei Injektionen durchgeführt wurden. Die Verbrennung erfolgte bei 720°C in Anwesenheit eines Platin-Katalysators. Das Verbrennungsgas wurde mit einem Carrier-Gas-Fluss (synthetische Luft) von 125 ml/min über einen Entfeuchter und Halogenscrubber zum IR-Detektor geleitet. Die Integration des Messsignals erfolgte vollautomatisch über die Software. Der Messwert wurde als Mittelwert der Dreifachinjektionen ausgedrückt, wobei die Abweichungen zwischen den Messungen nicht mehr als 2% betragen durften.

Probenvorbereitung

Wasserproben wurden durch einen 0,45 µm Membranfilter filtriert, mit 300 µl 2 N HCl pro 20 ml Probe angesäuert und direkt vermessen [88].

3.1.6 Messung von Chlorid, Nitrat und Sulfat mittels Ionenchromatographie

Geräte

Die Messung erfolgte mit einem Dionex DX-120 Ionenchromatographen ausgerüstet mit einem AS40 Autosampler. Als Lauf- und Elutionsmittel wurde eine Lösung aus 3,5 mM Na₂CO₃ und 1 mM NaHCO₃ verwendet. Das Injektionsvolumen betrug 25 µl und wurde mit Hilfe einer Probenschleife eingestellt. Es wurde eine Vorsäule AG-14, eine Trennsäule AS-14, ein Suppressor ASRS-Ultra und ein Leitfähigkeitsdetektor DS4 verwendet. Der Fluss betrug 1 ml/min, die Elution erfolgte isokratisch bei Raumtemperatur.

Probenvorbereitung

Wasserproben wurden durch einen 0,45 µm Membranfilter filtriert und direkt vermessen. Die Lagerung der Proben erfolgte bei 4-8°C. Die Messung wurde innerhalb von 24 Stunden durchgeführt [89], [90], [91].

3.1.7 Messung von Nitrit, Phosphat, Ammonium, Cyanid und des Phenolindex mittels Continuous Flow Analyse (CFA)

Geräte

Die Messung des Phenolindex erfolgte mit einem Skalar SAN Plus Continuous Flow Analyser (CFA) ausgerüstet mit einem SA 1050 Random Access Autosampler. Hierbei handelt es sich um ein vollautomatisches photometrisches Verfahren. Die Bedienung des Gerätes und die Herstellung der Reagenzien erfolgten nach Herstellerangaben. Alle genannten Parameter konnten simultan über ein Gerät bestimmt werden.

Probenvorbereitung

Wasserproben wurden durch einen 0,45 µm Membranfilter filtriert und direkt vermessen. Die Lagerung der Proben erfolgte bei 4-8°C. Die Messung wurde innerhalb von 24 Stunden durchgeführt [92], [93], [94], [95], [96].

3.1.8 Messung von Sulfid

Geräte

Die Messung wurde mit Hilfe eines Perkin Elmer UV-VIS-Spektrometer Lambda 12 und dem Merck Schnelltest Spectroquant-Sulfid durchgeführt. Die Proben wurden in einer Messküvette mit 1 cm optischer Länge bei einer Wellenlänge von 660 nm vermessen.

Probenvorbereitung

Die Proben wurden sofort nach Einlangen ins Labor gemessen. Der pH-Wert wurde, wenn notwendig, auf einen Bereich zwischen 2 - 10 eingestellt. 10 ml Probe wurde nach Herstellerangaben mit den Reagenzien des Testkits vermischt und direkt vermessen [110].

3.1.9 Messung von Hydrogencarbonat

Geräte

Die Messung wurde mit Hilfe eines Metrohm 719 S-Titrino durchgeführt. Die Probe wurde automatisch mit einer 0,1 N Salzsäure auf pH 4,3 titriert. Die Konzentration von Hydrogencarbonat in mg/l wurde errechnet, indem der Verbrauch an Salzsäure in ml mit der Molmasse von Hydrogencarbonat (61,0169 g/mol) multipliziert wurde.

Probenvorbereitung

Der pH-Wert der Probe wurde überprüft und sollte sich unter pH 8,3 befinden. Falls dies nicht der Fall war, wurde der pH der Probe auf pH 8,2 eingestellt. Danach wurden 100 g Probe mit einem Magnetrührer versetzt und automatisch auf pH 4,3 titriert [97].

3.1.10 Bestimmung des Permanganat-Index

Probenvorbereitung

Von der Probe wurden 100 ml in einem Rundkolben mit 20 ml 2 M Schwefelsäure versetzt und rasch zum Sieden erhitzt. Danach wurden 20 ml 2 mM Kaliumpermanganatlösung zupipettiert und 10 Minuten schwach am Sieden gehalten. Danach wurden 20 ml 5 mM Oxalsäurelösung zupipettiert und die Probe mit einer 2 mM Kaliumpermanganatlösung bis zu einer mindestens 30 Sekunden anhaltenden schwachen Rosafärbung rücktitriert [98].

Das Ergebnis wurde wie folgt berechnet:

$$I_{Mn} = \frac{V_1 - V_0}{V_2} * f$$

- I_{Mn} Permanganatindex bezogen auf Sauerstoff in mg/l
 V_0 Volumen der bei der Blindwertbestimmung verbrauchten $KMnO_4$ -Lösung in ml
 V_1 Volumen der bei der Titration der Analysenprobe verbrauchten $KMnO_4$ -Lösung in ml
 V_2 Volumen der bei der Titerbestimmung verbrauchten $KMnO_4$ -Lösung in ml
 f Faktor zur Umrechnung auf Sauerstoff und zur Berücksichtigung des angewandten Probenvolumen.

$$f = \frac{V_4 * c(Na_2C_2O_4) * M_0}{V_5}$$

- V_4 Volumen der bei der Titration eingesetzten Oxalatlösung in ml
 $c(Na_2C_2O_4)$ Stoffmengenkonzentration der Natriumoxalatlösung in mmol/l
 M_0 Molare Masse von Oxalat zur Umrechnung in Sauerstoff in mg/mmol O (16)
 V_5 angewandtes Probenvolumen in ml.

3.1.11 Probenahme

Die Probenahme wurde nach Arbeitsanweisung Nr. 120 „Probenahme von Wasserproben“ der ESW [111] entsprechend ÖNORM S2092 „Altlasten-Grundwasser-Probenahme“ [108] vom Verfasser durchgeführt.

3.2 Biotests

Im Rahmen der Dissertationsarbeit wurden folgende Biotests durchgeführt:

- 1) Leuchtbakterientest (*Vibrio fischeri*) – Lumistox-Test
- 2) Thamnotoxkit FTM (*Thamnocephalus platyurus*)
- 3) Algentest (*Scenedesmus sp. oder Selenastrum sp.*)
- 4) Daphnientest (*Daphnia magna*)

Diese 4- gliedrige Testbatterie wurde so ausgewählt, um ein möglichst breites ökologisches Spektrum abzudecken. Sie erstreckt sich über drei Trophieebenen von Destruenten (*Vibrio fischeri*), über Primärproduzenten (*Scenedesmus sp.*), bis hin zu Primärkonsumenten (*Daphnia magna*, *T. platyurus*).

Zusätzlich wurde ein Mutagenitätstest (Ames-Test, *Salmonella typhimurium*) zur Erweiterung der toxikologischen Betrachtung durchgeführt.

3.2.1 Leuchtbakterientest (*Vibrio fischeri*)

Bestimmung der Hemmwirkung von Wasserproben auf die Lichtemission von *Vibrio fischeri* (Leuchtbakterientest, Lumistox-Test) entsprechend DIN EN ISO 11348-3 [99]. Der Leuchtbakterientest wurde vom Verfasser dieser Dissertationsarbeit selbst durchgeführt und ausgewertet.

Bei dem Test mit *Vibrio fischeri* handelt es sich um einen standardisierten Test mit guter Reproduzierbarkeit. Für organische Chemikalien gilt der Leuchtbakterientest als sensitiv. Der Leuchtbakterien-Test wird mit einem Stamm des marinen Bakteriums *Vibrio fischeri* durchgeführt, das etwa 10% seiner Stoffwechselenergie benötigt, um chemische Energie über Elektronentransportsysteme in sichtbares Licht umzuwandeln. Störungen des Stoffwechsels verringern die Bildung energiereicher Verbindungen und hemmen die Biolumineszenz. Das Leuchten ist somit ein integraler Indikator für toxische Stoffe, die metabolische Prozesse nachteilig beeinflussen. Es wurde mit einem LUMISTox-Photometer 300 und zwei LUMISTherm-Inkubationseinheiten von der Firma Dr. Lange gearbeitet und mit der Software „Lumisoft 4“ ausgewertet.

3.2.2 Kontakttest mit *Thamnocephalus platyurus* (Anostraken)

Der Kontakttest mit *T. platyurus* (Feenkrebse) wurde vom Verfasser der Dissertation selbst durchgeführt und ausgewertet. Für die Toxizitätstests wurde der Testkit „Thamnotoxkit FTM“ von der Firma MicroBioTests Inc. eingesetzt. Durch entsprechende Rehydrierung und Inkubation der Cysten von *Thamnocephalus platyurus* können diese anschließend für die entsprechenden Kontakt-Toxizitätstests eingesetzt werden. Der Test wird vom Hersteller besonders für Grundwasserkontaminationen empfohlen. Die Bestimmung der Mortalität erfolgt nach einer Expositionsdauer von 24 Stunden.

Zur Durchführung der Toxizitätsbestimmung wurden die entsprechenden Kavitäten der Testplatten gemäß der Anleitung mit je 1 ml Standardwasser als Kontrolle und dem gleichen Volumen an Probenlösung befüllt. Mittels Mikropipette wurden jeweils 10 Organismen in jede

Kavität transferiert, die Testplatten wurden anschließend mit Parafilm abgedeckt und mit dem beiliegenden Deckel dicht verschlossen. Die nachfolgende Exposition erfolgte bei 25 °C im Dunkeln für eine Zeitspanne von 24 Stunden. Die Berechnung der Mortalität erfolgte durch Zählung der toten Organismen mittels eines Binokularmikroskops.

Die entsprechenden Probenlösungen wurden für die Toxizitätsbestimmungen unverdünnt (100%) eingesetzt, bei Auftreten von Mortalitätsraten über 50% wurden mit entsprechenden Verdünnungen (50%, 25% und 12.5%) die Bestimmungen wiederholt und daraus dann ein EC₅₀-Wert durch Interpolation ermittelt. Toxizitätstests mit Mortalitätsraten von über 10% in den entsprechenden Kontrollen sind als ungültig zu bewerten und wurden ebenfalls wiederholt.

3.2.3 Algentest

Der Algentest nach ISO 8692 [112] und OECD 201 [114] zur Beurteilung von Chemikalien wurde am IFA-Tulln durchgeführt. Der Algentest ist rechtlicher Bestandteil der Einordnung von Chemikalien in Wassergefährdungsklassen. Nach EU-Richtlinie 92/69/EWG [115] gehört dieses Testverfahren zu den für die aquatische Ökotoxizitätsbewertung vorgeschriebenen Prüfmethoden.

3.2.4 Daphnientest

Der *Daphnia magna*-Toxizitätstest wurde am IFA-Tulln durchgeführt. Der Test erfolgte nach DIN 38412 L30 [113] und ist wie der Algentest rechtlicher Bestandteil der Einordnung von Chemikalien in Wassergefährdungsklassen. Nach EU-Richtlinie 92/69/EWG [115] gehört dieses Testverfahren zu den für die aquatische Ökotoxizitätsbewertung vorgeschriebenen Prüfmethoden.

3.2.5 Ames-Test - *Salmonella typhimurium* Reverse Mutation Test

Der Ames-Test ist ein Bakterien-Testverfahren um Mutagene zu identifizieren. Die mutagene Wirkung von drei Grundwasserproben, "HS1 27.10.08", "HS2.1 23.10.08" und "HS2.2 22.10.08", wurde in der Abteilung für Toxikologie der Seibersdorf Labor GmbH mittels "*Salmonella typhimurium* Reverse Mutation Test" (Ames Test) getestet. Die Untersuchungen wurden in Anlehnung an die OECD-Richtlinie 471 [116] und die Council Regulation (EC) No. 440/2008, Methode B.13/14 [117] durchgeführt. Als Bakterienstämme wurden *Salmonella typhimurium* TA98 und TA100 verwendet, deionisiertes Wasser diente als Verdünnungsmittel für die Grundwasserproben und als Negativkontrolle, 2-Aminoanthracen, 2-Nitrofluoren und Natriumazid wurden als Positivkontrollen verwendet. Jede Substanz wurde mit 3 Konzentrationen (100, 33 und 11 µL/Platte), einer negativen und einer positiven Kontrolle sowohl ohne metabolische Aktivierung als auch mit metabolischer Aktivierung durch Rattenleber-Mikrosomen getestet. Die Dreifachbestimmungen innerhalb der Einzelexperimente wurden im Rahmen des "Plate Incorporation Assays" durchgeführt. Dazu wurden Bakterien, Prüf- oder Referenzsubstanz und gegebenenfalls Leber-Mikrosomen mit Topagar gemischt und unmittelbar danach auf die Petrischalen mit Minimalnährboden

aufgebracht. Nach einer 48 stündigen Inkubation der Petrischalen bei 37 °C wurden die Revertantenkolonien ausgezählt.

Aus den Dreifachbestimmungen sind Mittelwert und Standardabweichung der Mutantenzahlen errechnet und folgende Kriterien für ein positives Ergebnis im Ames-Test angewandt worden:

Eine reproduzierbare Erhöhung der mittleren Mutationsrate auf mindestens den angegebenen Wert bei einer der getesteten Konzentrationen:

- Stamm TA100: 167% der Spontanmutationsrate.
- Stamm TA98: 250% der Spontanmutationsrate.

3.2.6 EC-Wert Berechnung

EC₅₀ Definition:

Als mittlere effektive Konzentration (EC₅₀) wird in der Toxikologie die effektive Konzentration bezeichnet bei der ein halbmaximaler Effekt beobachtet wird (50% der Individuen zeigen einen Effekt). Die mittlere Effektivdosis kann nicht direkt gemessen werden sondern muss aus einer an einer Gruppe von Individuen bestimmten Dosis-Wirkungs-Kurve durch mathematische Modellierung abgeleitet werden (siehe Abbildung 8) [16].

EC₂₀ Definition:

Analog zur Definition von EC₅₀ nur, dass diesmal 20% der Individuen einen Effekt zeigen.

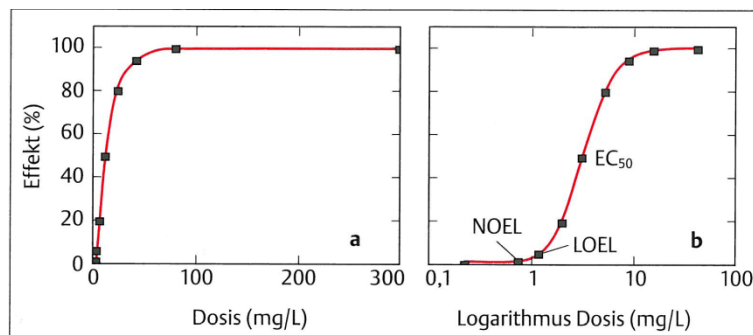


Abbildung 8: Dosis-Wirkungskurven in linearer und halblogarithmischer Form [16]

Die halbmaximale Wirkung (EC₅₀-Wert) liegt beim Wendepunkt der sigmoiden Kurve. NOEL (No Observed Effect Level) = Konzentration, bei der noch keine Effekte beobachtet werden. LOEL (Lowest Observed Effect Level) = Konzentration, bei der erste Effekte auftreten.

EC-Wert von Umweltproben (Stoffgemische):

Der EC-Wert wird bei Umweltproben (Stoffgemische) in Prozent der Ausgangsprobe angegeben, wobei unter 100 Prozent die nicht verdünnte Ausgangsprobe zu verstehen ist. In dieser Form sind alle in der vorliegenden Arbeit berechneten EC-Werte definiert.

3.3 Modellierung der Konzentrationsverteilung

Die Modellierungen wurden vom Verfasser durchgeführt und interpretiert. Die erhaltenen chemisch-physikalischen und ökotoxikologischen Daten aus den untersuchten Grundwasserproben sind mit einem speziellen Grafikprogramm Surfer® 8 von Golden Software Inc. zweidimensional modelliert worden. Für die Interpolation zwischen den einzelnen Messpunkten wurde die Rastermethode „Natural Neighbor“ verwendet. Diese Interpolationsmethode eignet sich am besten zur zweidimensionalen Darstellung der Messergebnisse, da nicht außerhalb des beprobten Gebietes interpoliert wird und dadurch keine weitere Unschärfe in das Modell eingebracht wird.

3.4 Abschätzung der Korrelation

Für eine Abschätzung der Korrelation zwischen den analytisch bestimmten Parametern und den Ergebnissen der biologischen Testsysteme wurde eine Trendlinie nach einer Potenzfunktion ermittelt und das Bestimmtheitsmaß R^2 im Diagramm dargestellt.

Potenzfunktion:

Eine Potenzfunktion wird mit $y = a \cdot x^b$ angegeben, wobei die Konstanten a und b so ermittelt wurden, dass die Funktion sich möglichst gut den Punkten annähert. Sie lässt sich nur hinzufügen, wenn kein Punkt der Serie eine X- oder Y-Koordinate hat die negativ oder 0 ist. Eine Potenzfunktion ist eine Gerade in einem doppeltlogarithmischen Koordinatensystem. Die Punktserie wird deshalb in ein doppeltlogarithmisches Koordinatensystem übertragen um die Potenzfunktion mit der kleinsten Summe der Quadrate zu ermitteln [118].

Bestimmtheitsmaß R^2 :

Das Bestimmtheitsmaß (R^2) ist ein Maß der Statistik für den erklärten Anteil der Variabilität (Varianz) einer abhängigen Variable y durch ein statistisches Modell. Indirekt wird damit auch der Zusammenhang zwischen der abhängigen und der/den unabhängigen Variablen gemessen. R^2 liegt zwischen

0 (oder 0%): kein linearer Zusammenhang und

1 (oder 100%): perfekter linearer Zusammenhang [119].

4 Versuche und Ergebnisse

4.1 Ist-Zustand Bestimmung am Standort Gaswerk Simmering

Im Rahmen dieser Dissertation wurde unter anderem die Forschungsarbeit bzgl. des Grundwassermonitorings des Gaswerks Simmering für die ESW durchgeführt. Die daraus erhaltenen Daten und Ergebnisse wurden auch in den nachfolgend angeführten Berichten und Publikationen veröffentlicht:

- Chemische Untersuchungen des Grundwassers am Standort der Dienststelle Simmering der Wien Energie Gasnetz GmbH inklusive grafischer Darstellung der Σ EPA-PAK- Σ Hetero-PAK-Verteilung [102].
- Chemische Untersuchungen des Grundwassers am Standort der Dienststelle Simmering der Wien Energie Gasnetz GmbH - Grafische Darstellung ausgewählter Einzelparameter zur Abschätzung des mikrobiologischen Abbaupotentials (Umsatzpotentials) [103].
- Ergänzende Leuchtbakterientests im Rahmen der chemischen Untersuchung des Grundwassers im Gaswerk Simmering – Bestimmung des Ist-Zustandes [104].
- PAK und Hetero-PAK-Verteilung im Grundwasser am Standort Gaswerk Simmering [105].

4.1.1 Versuchsaufbau

4.1.1.1 Grundwasserbeprobung

Für die chemische Untersuchung des Grundwassers im Gaswerk Simmering zur Bestimmung des Ist-Zustandes - wurden vom 25-27.11.2008 nachfolgende Brunnen und Pegel beprobt. Insgesamt wurden dabei 38 Pumpproben gezogen.

Linie 1: Gaswerk Kernzone B4, Gaswerk 3,

Linie 2: KB 10, 11.13/28, KB 32, KB 34, Gaswerk 102, KB 29,

Abgrenzungsbereich zwischen Linie 2 und 3: 11.13/17, KB 35,

Linie 3: SP-B2, EBR 3, EBR 4, EBR 5, SPB 3, EBR 6, EBR 7, EBR 8, KB 30, SPB 4, EBR11, EBR 12, SPB 5,

Linie 4: 11.13/25 HT, 11.13/30, 11.13/24, 11.13/29, 11.13/33HT, 11.13/22HT, 11.13/34HT, 11.13/23, 11.13/26,

Linie 5: E 4, 11.13/20, 11.13/31, Dietzel 1, Brunnen 11.13/6, 11.13/6HT.

Zur Vermeidung von Verschleppungen (Verunreinigungen) in den Probenahmegeräten wurden die Pegel mit zu erwartender geringer Belastung zuerst beprobt. Die Probenahme wurde nach Arbeitsanweisung Nr. 120 „Probenahme von Wasserproben“ [111] der ESW entsprechend ÖNORM S2092 [108] vom Verfasser durchgeführt. Ein Lageplan der Pegel ist ausschnittsweise in Abbildung 9 dargestellt und im Anhang 3 beigefügt.

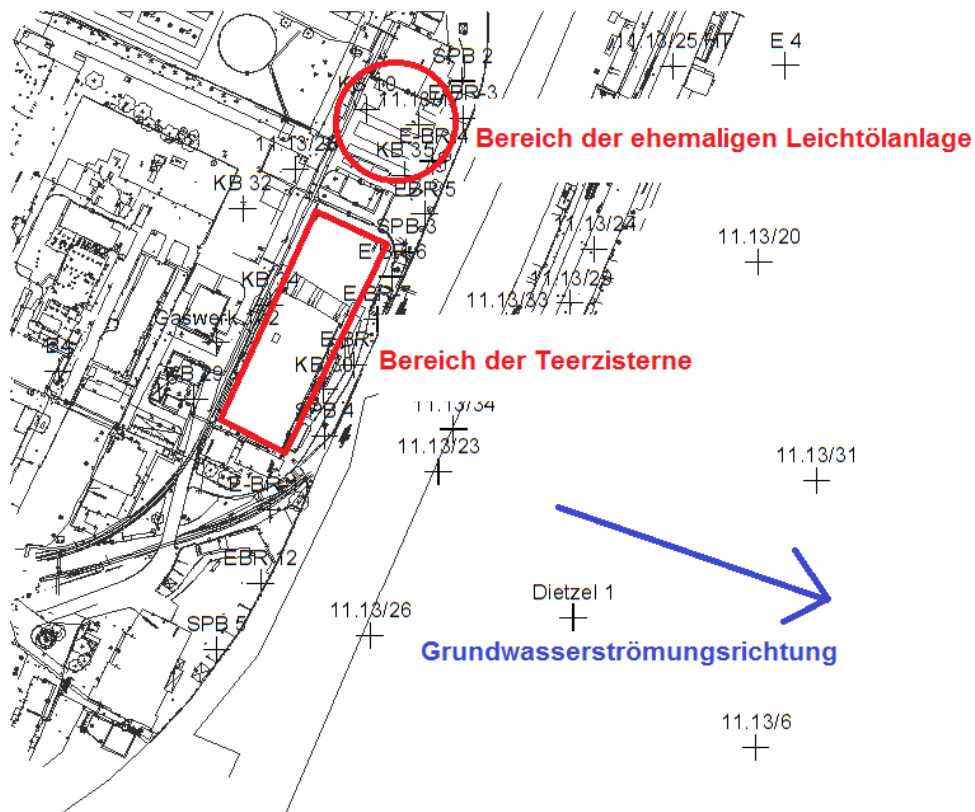


Abbildung 9: Ausschnitt aus Plan vom Gaswerk Simmering

In Abbildung 9 sind zusätzlich zu den Pegeln der Bereich der ehemaligen Leichtölanlage, der Bereich der Teerzisterne und die Grundwasserströmungsrichtung (Ostsüdost) eingezeichnet. Die Grundwasserströmungsrichtung ist vom Wasserstand des Donaukanals beeinflusst. Ein umfangreicher Plan vom Gaswerksgelände ist im Anhang 3: Pegel- und Brunnen-Plan vom Gaswerk Simmering beigelegt.

4.1.1.2 Analytik

Die Proben wurden unter der internen Probennummer 083189/01-15 und 083190/01-23 in das Laborjournal der ESW eingetragen und auf die nachfolgend angeführten Parameter untersucht.

Vor Ort Bestimmung: pH-Wert, Leitfähigkeit, Temperatur, Aussehen, Geruch, O₂-Gehalt, Redoxpotential, Wasserstand

Labor Bestimmung: Kalzium, Magnesium, Natrium, Kalium, Eisen, Mangan, Chlorid, Nitrat, Nitrit, Sulfat, Sulfid, Hydrogencarbonat, Orthophosphat, Ammonium, Cyanide, DOC, KMnO₄-Verbrauch, Phenolindex, BTEX, 16 EPA-PAK, 16 Hetero-PAK

Bei den analysierten 16 Hetero-PAK handelt es sich um eine Auswahl die bzgl. des Standortes und ihrer vermuteten toxikologischen Relevanz vom Autor getroffen wurde.

Analysierte 16 Hetero-PAK:

Benzofuran, 2-Methylbenzofuran, Benzo(b)thiophen, 2,3-Dimethylbenzofuran, Chinolin, Isochinolin, Dibenzofuran, Xanthen, Dibenzothiophen, Acridin, Carbazol, 3-Methylbenzothiophen, 2,6-Dimethylchinolin, 4-Methyldibenzofuran, Phenanthridinon, Acridinon

Die Methodik der einzelnen Bestimmungen ist dem Kapitel 3.1 zu entnehmen.

4.1.1.3 Biotests

Zusätzlich zur Analytik wurden mit den gezogenen Grundwasserproben auch Leuchtbakterientests durchgeführt. Die Methodik des Leuchtbakterientests ist im Kapitel 3.2.1 beschrieben. Die EC-Werte in dieser Arbeit sind in Prozent der Probenkonzentration angegeben, wobei als 100% die nicht verdünnte Ausgangsprobe zu verstehen ist (siehe Kapitel 3.2.6 EC-Wert Berechnung).

4.1.1.4 Grafische Modellierung

Die erhaltenen chemisch-physikalischen und ökotoxikologischen Daten aus den Grundwasserproben sind mit einem speziellen Grafikprogramm zweidimensional dargestellt worden (Methodik siehe Kapitel 3.3).

4.1.2 Analysenergebnisse

Die detaillierten Analysenergebnisse sind in Anhang 1 Analysenergebnisse der Ist-Zustand Bestimmung aufgelistet, sie werden im Kapitel 5 zusammengefasst und diskutiert.

4.1.3 Grafische Modellierung der Hauptkontaminanten

Die erhaltenen chemischen Daten aus der Grundwasseranalytik wurden mit dem bereits erwähnten Grafikprogramm zweidimensional dargestellt.

Abbildung 10 zeigt die Konzentrationsverteilung der Summe 16 EPA-PAK (Σ EPA-PAK), in Abbildung 11 wird die Konzentrationsverteilung der Summe 16 Hetero-PAK (Σ Hetero-PAK) dargestellt. Zusätzlich werden die Konzentrationsverteilungen der Parameter Σ PAK nach ÖNORM S2088-1, Σ BTEX und Σ EPA-PAK von historischen Daten nachfolgend abgebildet (siehe Abbildung 12 und Abbildung 14). Damit können Kontaminationsherde (Hotspots) einzelner Verunreinigungen visualisiert werden. Zusätzlich erlaubt die statistische Modellierung eine Abschätzung der gesamten Konzentrationsverteilung des betrachteten Parameters innerhalb des beprobten Gebietes. Die nachfolgend abgebildeten Ergebnisse werden in Kapitel 5 zusammengefasst und ausführlich interpretiert.

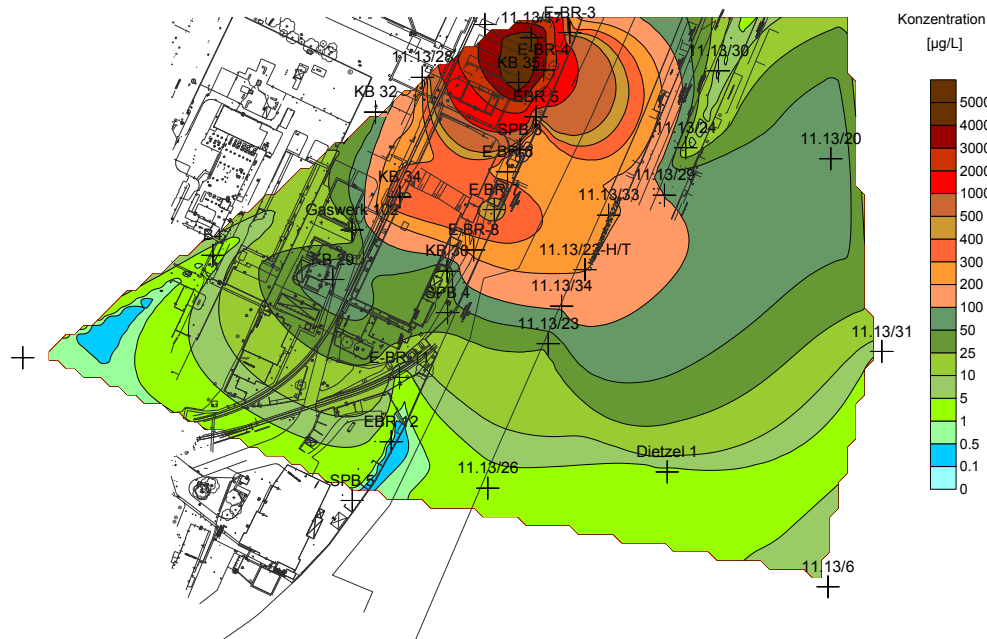
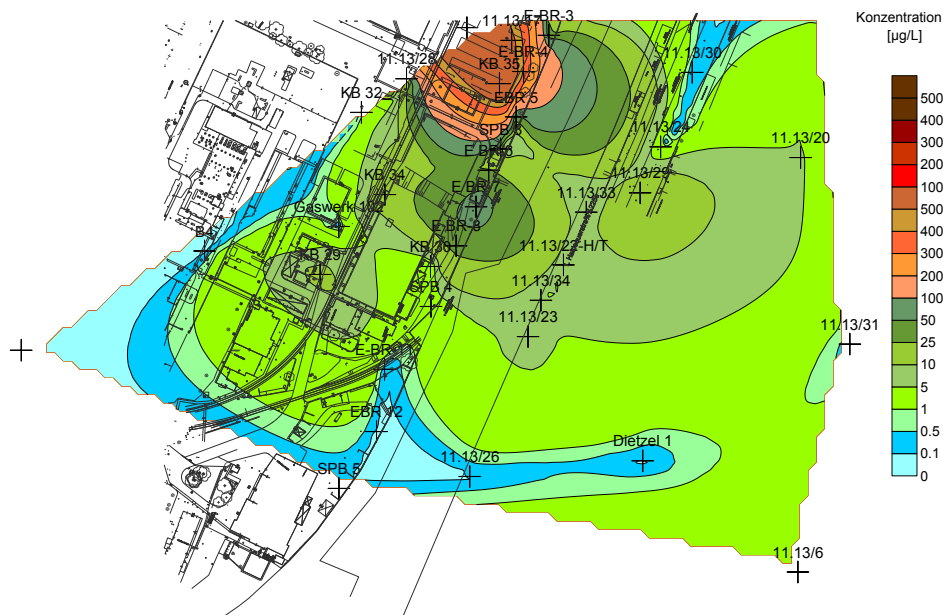


Abbildung 10: ΣEPA-PAK-Verteilung

Durch die grafische Modellierung der räumlichen Konzentrationsverteilung des Parameters ΣEPA-PAK (siehe Abbildung 10) kann man deutlich zwei Konzentrationszentren an PAK erkennen. Es handelt sich dabei um den Hotspot im Bereich der ehemaligen Leichtölanlage (Hotspot 1) und um den Hotspot im Bereich der Teerzisterne (Hotspot 2, siehe Abbildung 9). Auffällig ist, dass die Kontamination im Bereich der Teerzisterne schwerpunktmäßig nur einen Abschnitt der Teerzisterne betreffen.



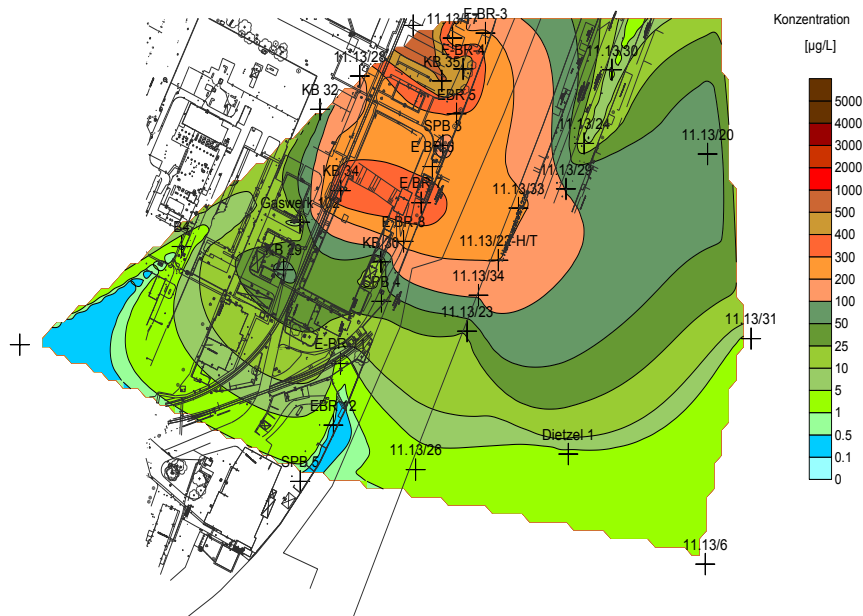


Abbildung 12: ΣPAK nach ÖNORM S2088-1-Verteilung

In Abbildung 12 ist die ΣPAK nach ÖNORM S2088-1 [1] dargestellt. Dabei handelt es sich um die ΣEPA-PAK ohne Naphthalin. Aus einem Vergleich dieser Abbildung mit Abbildung 10 ist gut erkennbar, dass bei Hotspot 1 sehr hohe Naphthalinkonzentrationen gemessen wurden.

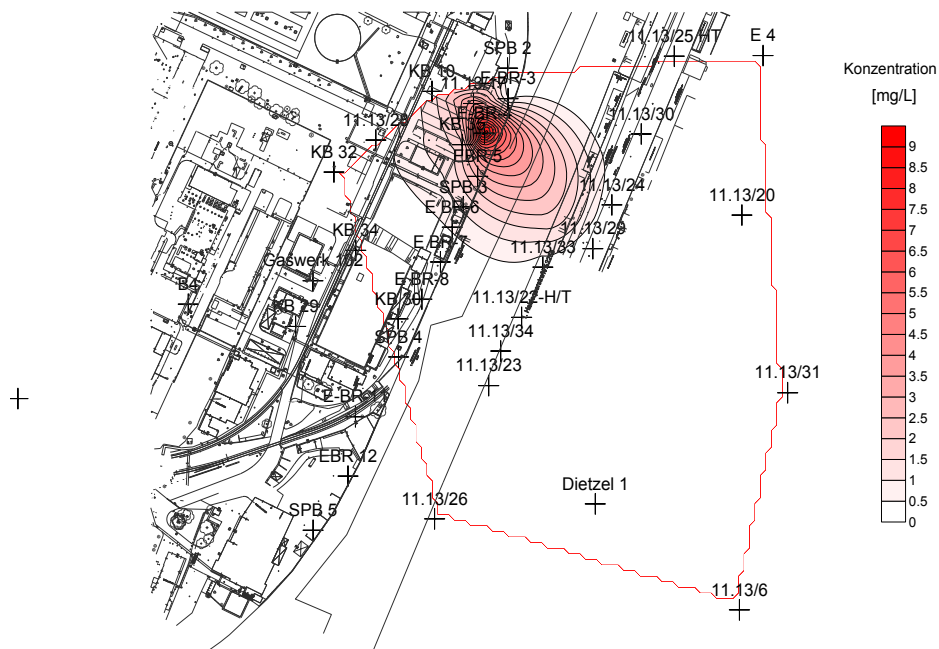


Abbildung 13: ΣBTEX-Verteilung im Grundwasser

Die ΣBTEX-Verteilung im Grundwasser ist in Abbildung 13 modelliert. Die Konzentrationen der ΣBTEX liegt im Bereich der ehemaligen Leichtölanlage in derselben Größenordnung wie

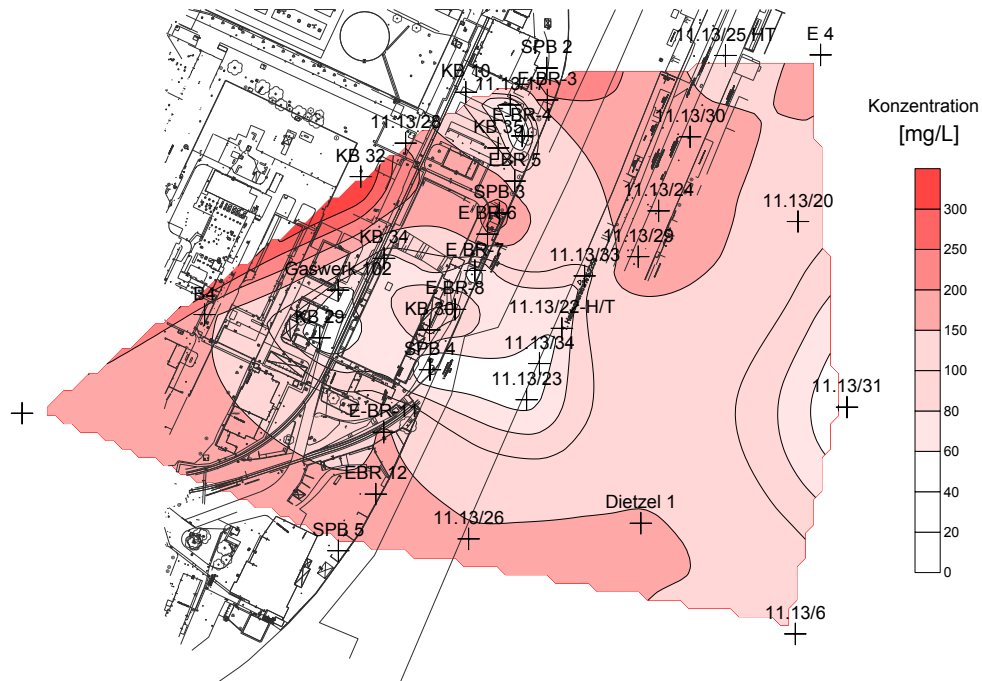


Abbildung 15: Sulfat-Verteilung im Grundwasser

Im Bereich der Teerzisterne sowie der ehemaligen Leichtölanlage ist die Sulfatkonzentration im Grundwasser deutlich reduziert (siehe Abbildung 15).

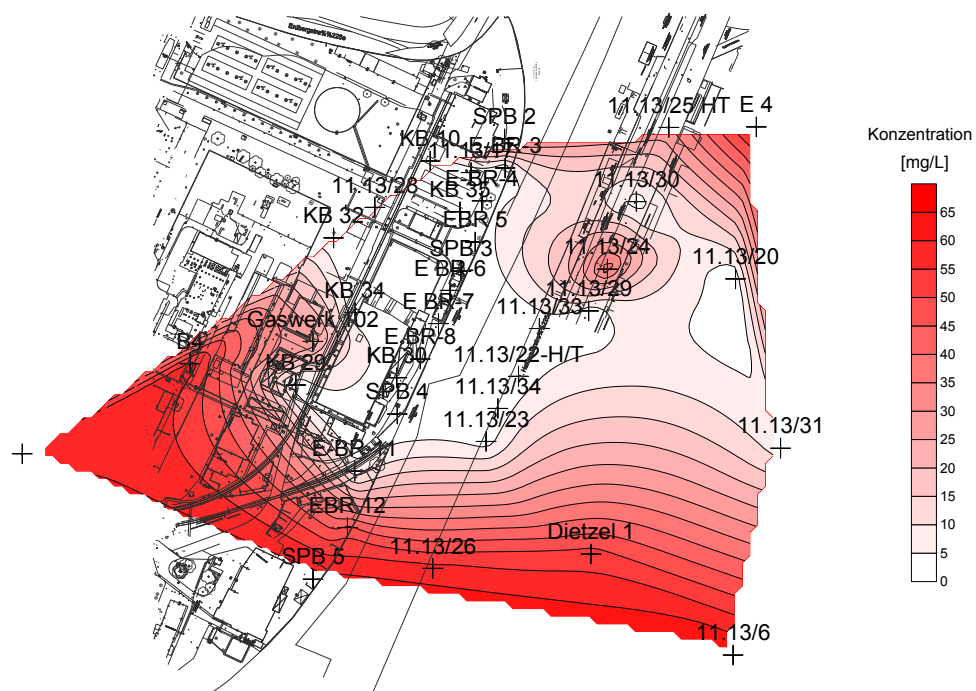


Abbildung 16: Nitrat-Verteilung im Grundwasser

Die im Anstrom vorhandene Nitratkonzentration ist großflächig im Bereich der Hauptkontaminationen stark reduziert (siehe Abbildung 16).

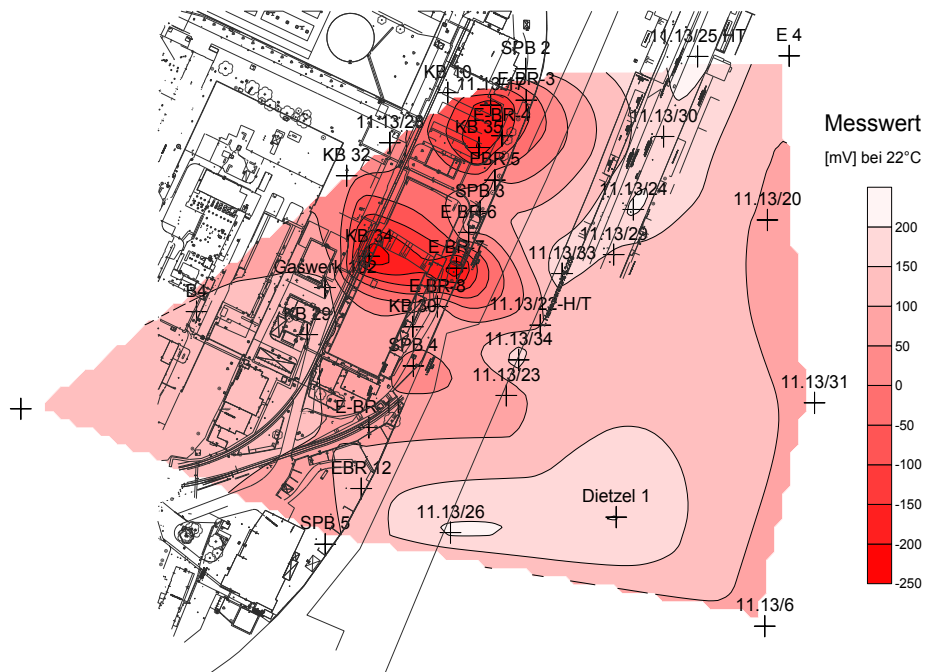


Abbildung 17: Redoxpotential im Grundwasser

Abbildung 17 zeigt, dass im Bereich der Teerzisterne sowie der ehemaligen Leichtölanlage stark negative Redoxpotentiale gemessen wurden.

4.1.5 Ergebnisse der Leuchtbakterientests

Zusätzlich zur chemisch-physikalischen Charakterisierung wurde der Leuchtbakterientest (*Vibrio fischeri*) mit den Grundwasserproben durchgeführt. Durch diese ergänzenden Untersuchungen kann zusätzlich zur Analytik auch ein ökotoxikologischer Parameter zur Bestimmung des Ist-Zustandes herangezogen werden, der auch für eine zukünftige Beurteilung des Sanierungserfolges verwendet werden kann. Die Grundwasserproben wurden bei den Probenahmen vom 25 - 27.11.2008 gezogen und bis zur ökotoxikologischen Untersuchung tiefgekühlt aufbewahrt.

Die Ergebnisse des Leuchtbakterientests sind im Anhang 2 beigefügt und in den nachfolgenden Abbildungen (siehe Abbildung 18 bis Abbildung 20) grafisch dargestellt, zusammengefasst und interpretiert werden sie in Kapitel 5.1.3.

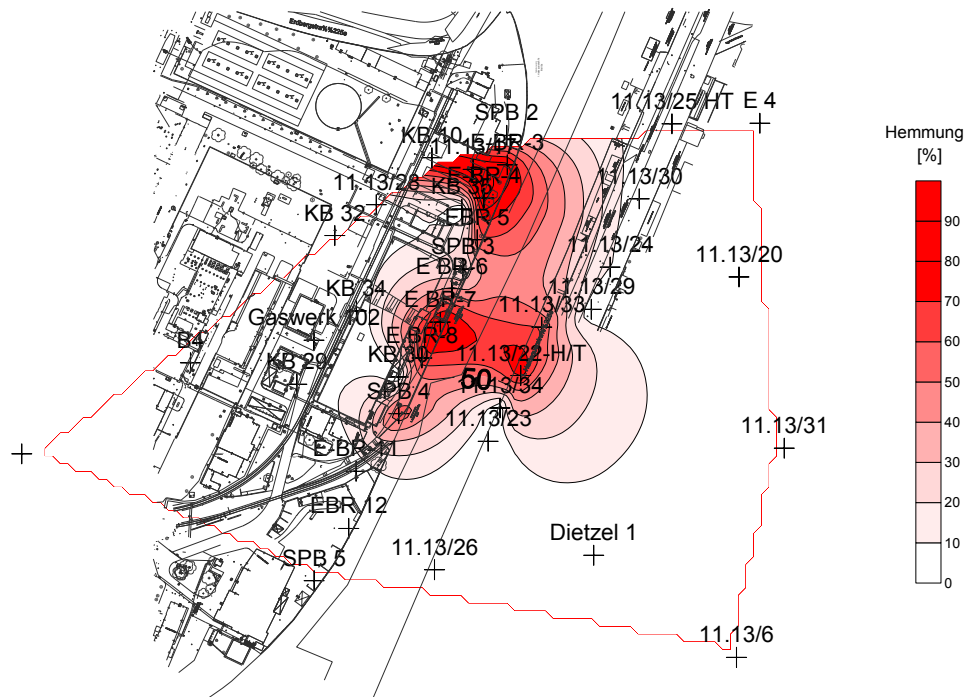


Abbildung 18: Grundwasserscreening durch Leuchtbakterientest

Zuerst wurde mit allen Grundwasserproben ein Screening mit dem Leuchtbakterientest durchgeführt, dabei wurden alle Proben in 50% Verdünnung gemessen (siehe Abbildung 18). Von Proben die beim Screening eine Leuchthemmung von über 20% bewirkten wurden Verdünnungsreihen erstellt und diese mit dem Leuchtbakterientest für die EC-Wert Bestimmung erneut getestet (siehe Abbildung 19 und Abbildung 20).

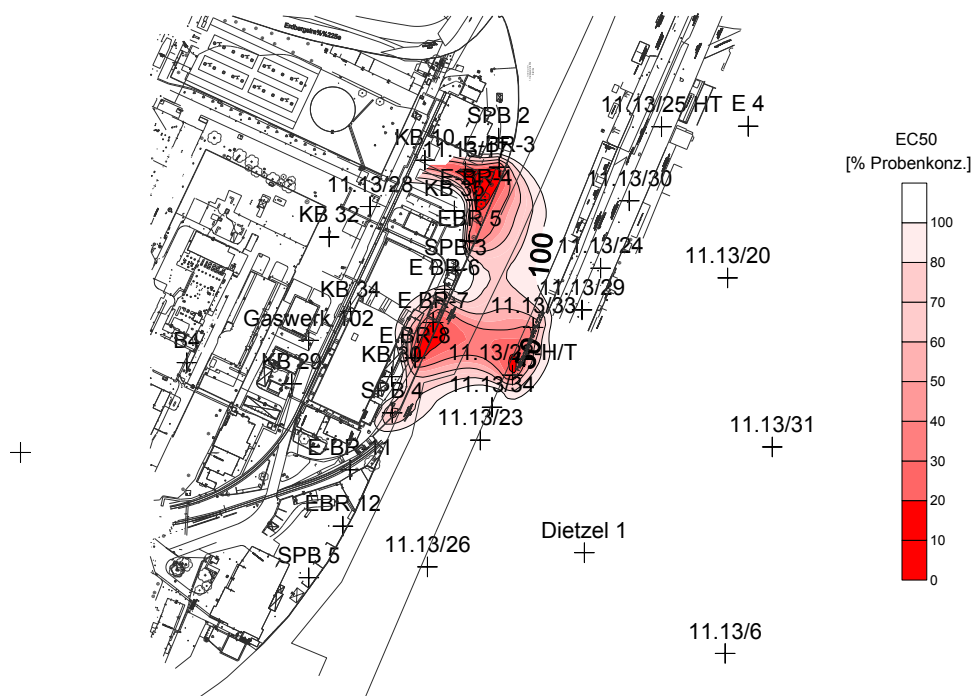


Abbildung 19: Ergebnisse Leuchtbakterientest EC₅₀-Bestimmung

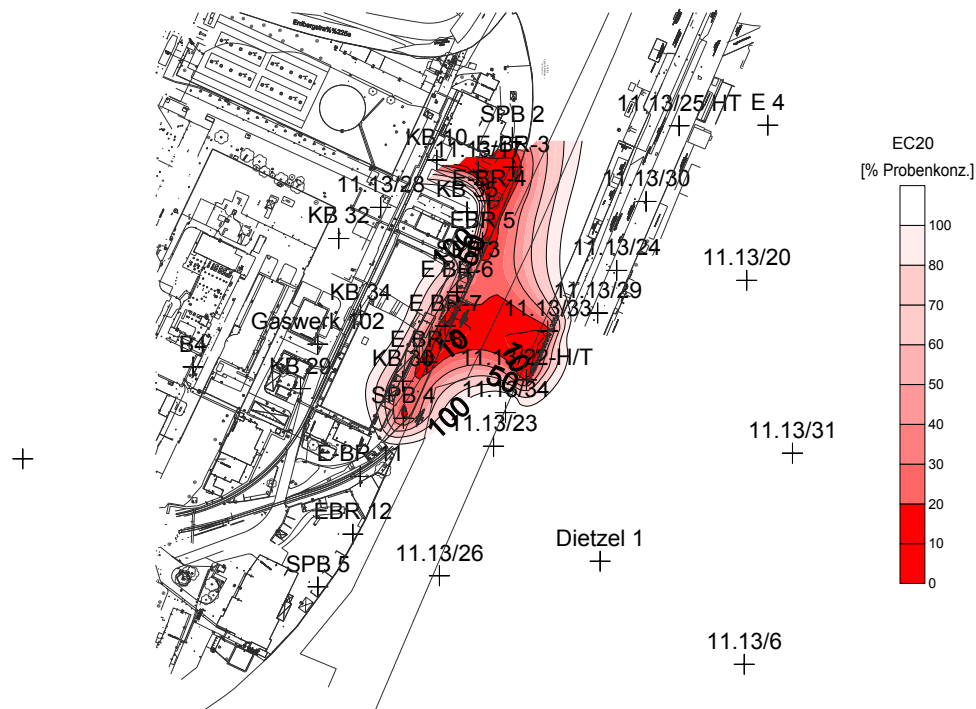


Abbildung 20: Ergebnisse Leuchtbakterientest EC₂₀-Bestimmung

Beide Kontaminationszentren (Hotspots) werden auch durch den Leuchtbakterientest gut detektiert (siehe Abbildung 18 bis Abbildung 20). Die EC-Werte in Abbildung 19 und Abbildung 20 sind in Prozent als Probenkonzentrationen angegeben (siehe Kapitel 3.2.6 EC-Wert Berechnung). Die EC₅₀- und EC₂₀-Werte sind bei beiden Hotspots im Bereich von 20% Probenkonzentration und darunter und weisen auf eine hohe Toxizität auf die Leuchtbakterien hin.

4.2 Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik im Rahmen des Projektes FAMOS

Im Rahmen dieser Dissertation wurden unter anderem für das Forschungsprojekt FAMOS die begleitende spezielle Analytik und die toxikologischen Untersuchungen durchgeführt. Die daraus erhaltenen Daten und erarbeiteten Ergebnisse wurden auch in den nachfolgend angeführten Berichten und Publikationen veröffentlicht:

- FAMOS – Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik – Endbericht [106].
- Toxikologische Untersuchungen zur Vorbereitung einer in-situ Sanierung [7].
- Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik-Analysenberichte (siehe Kapitel 4.2.2 Analysenergebnisse) [107].

4.2.1 Versuchsaufbau

Im Rahmen eines Kooperations-Projekts zwischen Wien Energie Gasnetz, ESW Consulting WRUSS ZT GmbH (im Folgenden ESW abgekürzt) und IFA-Tulln wurde der Einsatz eines mikrobiologischen in-situ Verfahrens als Teil eines größeren Sanierungsprojektes in einem Experimentalversuch anhand vom IFA–Tulln speziell entwickelten Bioreaktoren evaluiert und optimiert. Die Analyse der in diesem Projekt als „Spezielle Analytik“ bezeichneten Parameter sowie die toxikologischen Untersuchungen wurden von der ESW unter der Leitung des Verfassers dieser Arbeit durchgeführt.

Ziel dieser Untersuchungen war es durch die Bestimmung der ausgewählten Schadstoffparameter und der extra dafür zusammengestellten Biotestbatterie, die Bioreaktor-Abbauversuche des IFA-Tulln analytisch zu ergänzen und toxikologisch zu begleiten.

In vorliegender Dissertation werden schwerpunktmäßig die analytisch gemessenen Daten beschrieben und den toxikologischen Befunden gegenübergestellt und diskutiert. Die Betrachtung des Konzentrationsverlaufes bzw. der Abbauprozesse ist im Endbericht – zum Forschungsprojekt FAMOS – „Förderung des mikrobiellen Abbaus des mobilen organischen Schadstoffanteils am Standort Simmering“ [100] vom IFA-Tulln beschrieben und beurteilt.

4.2.1.1 Aufbau der Abbauversuche

Die Abbauversuche wurden anhand vom IFA-Tulln speziell entwickelten Bioreaktoren durchgeführt. Sie werden im Endbericht Projekt: „FAMOS“ vom IFA-Tulln beschrieben [100]. Die Charakterisierung des kontaminierten Bodenmaterials mit dem die jeweiligen Bioreaktoren gefüllt worden sind, sind in der nachfolgenden Tabelle 4 enthalten. Der detaillierte Aufbau der Abbauversuche ist aus dem Endbericht vom IFA-Tulln [100] entnommen und im Anhang 4 beigefügt.

Tabelle 4: Beschreibung des kontaminierten Bodenmaterials der jeweiligen Kernbohrungen (KB) für die „Hotspots“ HS 1, HS 2.1 und HS 2.2 [100].

HS 1: Tiefe: Hauptkontaminanten:	KB 35 (in der Nähe einer ehemaligen Leichtölanlage gelegen) 6,1-7,3 m PAK und BTEX
HS 2.1: Tiefe: Hauptkontaminanten:	KB 34 (in der Nähe einer ehemaligen Teerzisternenanlage situiert) 6-7,2 m PAK und MKW
HS 2.2 Tiefe: Hauptkontaminanten:	KB 34t – derselbe Hotspot mit tiefer gelegener Probeentnahme (in der Nähe einer ehemaligen Teerzisternenanlage situiert) 9,7-10,7 m PAK und MKW

Die Bioreaktor-Abbauversuche vom IFA-Tulln wurden pro Hotspot in jeweils drei Varianten durchgeführt. Nachfolgend sind diese Betriebsvarianten kurz aufgelistet:

- **O₂-Variante:** Betrieb unter aeroben Bedingungen (Einsatz von Luftsauerstoff als Elektronenakzeptor (EA))
- **NO₃⁻-Variante:** Betrieb unter anaeroben Bedingungen (Einsatz von Nitrat als alternativer Elektronenakzeptor (AEA) in Form von Natriumnitrat (Na⁺NO₃⁻))
- **Nullvariante (NV):** Betrieb unter unbeeinflussten Bedingungen, Standortbedingungen

Diese Varianten sind im Anhang 4: Bioreaktor Abbauversuche - Aufbau des Experiments vom IFA-Tulln detaillierter beschrieben.

4.2.1.2 Parameter der speziellen Altlastenanalytik

Die in dieser Arbeit als spezielle Analytik zusammengefassten Parameter wurden vom Verfasser gezielt ausgewählt. Dabei handelt es sich um die zu erwarteten Hauptkontaminanten des Gaswerkstandortes, d.h. 16 EPA-PAK, BTEX und Cyanide, ergänzt durch 16 Hetero-PAK. Zusätzlich wurden die elektrische Leitfähigkeit und der pH-Wert als wichtige Ausgangsparameter für die Durchführung von Biotests im Labor bestimmt.

Bei den zu analysierenden 16 Hetero-PAK handelt es sich um eine Auswahl die bzgl. des Standortes und ihrer vermuteten toxikologischen Relevanz getroffen wurde. Im Gegensatz zu den 16 EPA-PAK existiert für diese Stoffklasse noch kein standardisierter Summenparameter, da die Hetero-PAK obwohl sie als mindestens ähnlich toxikologisch relevant zu bezeichnen sind und auch in nicht unerheblichen Konzentrationen vergesellschaftet mit den PAK auftreten, in der Vergangenheit wenig beachtet wurden [14], [10], [15], [7].

Analysierte 16 Hetero-PAK:

Benzofuran, 2-Methylbenzofuran, Benzo(b)thiophen, 2,3-Dimethylbenzofuran, Chinolin, Isochinolin, Dibenzofuran, Xanthen, Dibenzothiophen, Acridin, Carbazol, 3-Methylbenzothiophen, 2,6-Dimethylchinolin, 4-Methyldibenzofuran, Phenanthridinon und Acridinon.

4.2.1.3 Beprobung der Abbauversuche

Die Bioreaktoren waren so konzipiert, dass jeweils eine Wasserprobe vom Zulauf (ZL), der Mitte (M) und dem Ablauf (AL) gezogen werden konnte. Die Probenahmen wurden vom IFA-Tulln [100] durchgeführt, danach wurden die Proben an den Autor dieser Arbeit zur Analyse übergeben. Nachfolgend sind die Zeitpunkte der Probenahmen aufgelistet und beschrieben [siehe Tabelle 5].

Tabelle 5: Auflistung der Probenahmen für die spezielle Altlastenanalytik und toxikologische Untersuchungen des Projekts FAMOS [100].

1. Probenahme: Oktober 2008	Noch vor dem Einbau des Materials in die Säulen zur Unterscheidung zwischen Hotspot HS 1, HS2.1 und HS2.2
2. Probenahme: Februar 2009	Nach Einbau des Materials in die Säulen, nach kurzer Stabilisierungsphase - Beginn des Bioreaktor-Abbauversuches; ab da weitere Unterscheidungen in Betriebsvarianten NV (Null-Variante), O ₂ -Variante (aerobe), NO ₃ ⁻ -Variante (anaerobe)
3. Probenahme: September 2009	Halbzeit des Bioreaktor-Abbauversuches, ab da zusätzlich weitere Unterscheidungen in Zulauf (ZL), Mitte (M) und Ablauf (AL) Probenahmestellen
4. Probenahme: März 2010	Ende des Bioreaktor-Abbauversuches

4.2.1.4 Zusammenstellung der Biotestbatterie

Da es sich um komplexe Verunreinigungsgemische im Grundwasser handelt, die im Zusammenwirken durch die chemische Charakterisierung nicht ausreichend beschrieben werden können [54], [7], sind neben den chemischen Untersuchungen Biotests zur toxikologischen Bewertung herangezogen worden.

Die unterschiedliche Empfindlichkeit von Testorganismen auf umweltrelevante Stoffe schließt die Bewertung mittels eines einzigen Biotest aus. Deswegen kann eine Bewertung nur mit Hilfe mehrerer Biotests (sogenannte Biotestbatterie) zu einem repräsentativen Ergebnis kommen [5].

Für den gegenständlichen Fall wurden folgende Biotests in Kombination miteinander durchgeführt:

- 1) Leuchtbakterientest (*Vibrio fischeri*);
- 2) Thamnotoxkit FTM (*Thamnocephalus platyurus*);
- 3) Algentest (*Scenedesmus species* oder *Selenastrum species*);
- 4) Daphnientest (*Daphnia magna*).

Diese Testbatterie wurde vom Verfasser der Dissertation so zusammengestellt, um ein möglichst breites ökologisches Spektrum abzudecken. Sie erstreckt sich über drei Trophieebenen von Destruenten (*Vibrio fischeri*), über Primärproduzenten (*Scenedesmus sp.*), bis hin zu Primärkonsumenten (*Daphnia magna*, *T. platyurus*). Es wurde darauf geachtet standardisierte Testsysteme zu verwenden, um eine möglichst gute Vergleichbarkeit und Reproduzierbarkeit zu bewerkstelligen.

Zusätzlich wurde ein Mutagenitätstest (Ames-Test, *Salmonella typhimurium*) zur Erweiterung der toxikologischen Betrachtung durchgeführt. Ein genauer Überblick über die angewendeten Methoden der Biotests ist im Kapitel 3.2 zusammengestellt.

4.2.2 Analysenergebnisse

Ausgewählte Analysenergebnisse werden in den nachfolgenden Abbildung 21 bis Abbildung 47 ausgewertet und im Kapitel 5.2 zusammengefasst und diskutiert. Die dargestellten Analysenergebnisse sind im Anhang 7 aufgelistet und sind zusätzlich den Analysenberichten der ESW zu entnehmen (siehe Tabelle 6), diese können beim Verfasser eingesehen werden.

Tabelle 6: Analysenberichte der ESW - Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Altlastenanalytik

Berichtsnummer ESW	Datum
KW081920 [57]	04.12.2008
KW082047 [58]	15.12.2008
KW090837 [59]	18.05.2009
KW100205 [60]	20.01.2010
KW100740 [61]	28.04.2010
KW101087 [62]	01.06.2010

4.2.3 Auswertung der Analysenergebnisse

Zur Vereinfachung der Grafiken wurden nur Absolutwerte dargestellt. Die Fehlergrenzen der einzelnen Parameter können im Anhang 7 bzw. in den jeweiligen Analysenberichten nachgeschlagen werden. Werte die unterhalb der Nachweisgrenze lagen, wurden auf Null gesetzt.

Aus den 16 ausgewählten Hetero-PAK der speziellen Altlastenanalytik wurde für die grafische Auswertung analog zu den 16 EPA-PAK ein Summenparameter berechnet. Dieser konnte dann der Σ EPA-PAK gegenübergestellt werden.

Generell konnte meistens ein ansteigender Konzentrationsgradient von der Probenahmestelle Zulauf (ZL) über Mitte (M) bis hin zum Ablauf (AL) beobachtet werden. Eine mögliche Erklärung hierfür könnte die Anreicherung der Ölphase (2 Phasengemisch) aufgrund der Durchströmungsrichtung am Säulenende sein. Des Weiteren könnte die Löslichkeit der Kontaminanten, durch bei der mikrobiellen Umsetzung möglicherweise entstandenen Biotensiden am Säulenende, erhöht worden sein. In dieser Dissertation wird daher schwerpunktmäßig auf die Probenahmestelle AL eingegangen, da hier die höchsten Konzentrationen gemessen wurden und daher dieser Probenahmestelle die größte toxikologische Relevanz zugeschrieben wurde. Wo dies nicht zutrifft, wird extra darauf hingewiesen.

Nachfolgend werden daher nur die Probenahmestellen AL beschrieben und diskutiert, die restlichen Grafiken der Probenahmestellen ZL und M sind dem Anhang beigefügt (siehe Anhang 5: Projekt FAMOS – Grafiken der Probenahmestellen Zulauf (ZL) und Mitte (M)).

4.2.3.1 Hotspot 1 (HS1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Dabei handelt es sich um das Material vom Hotspot aus dem Bereich der ehemaligen Leichtölanlage (siehe Tabelle 4). In Abbildung 21 bis Abbildung 23 ist zu sehen, dass es bei allen betrachteten Parametern der speziellen Atlastenanalytik bis zur 3. Probenahme zu einer Abnahme der Konzentration gekommen ist, danach wurde allerdings wieder ein Anstieg beobachtet (Ausnahme Σ BTEX; bei diesem Parameter konnte eine steile Abnahme nach der 1. Probenahme festgestellt werden). Dieser Anstieg erfolgte entweder durch die Zugabe von kontaminiertem Grundwasser in dem Bioreaktor zum Ausgleich nach Prozesswasserverlust, durch die Probenahme oder durch aus der Ölphase in die wässrige Lösung übergetretenen Kontaminanten (2 Phasengemisch). Die Betrachtung dieses Konzentrationsverlaufes bzw. der Abbauprozesse ist im Endbericht – Projekt: FAMOS vom IFA-Tulln beschrieben [100].

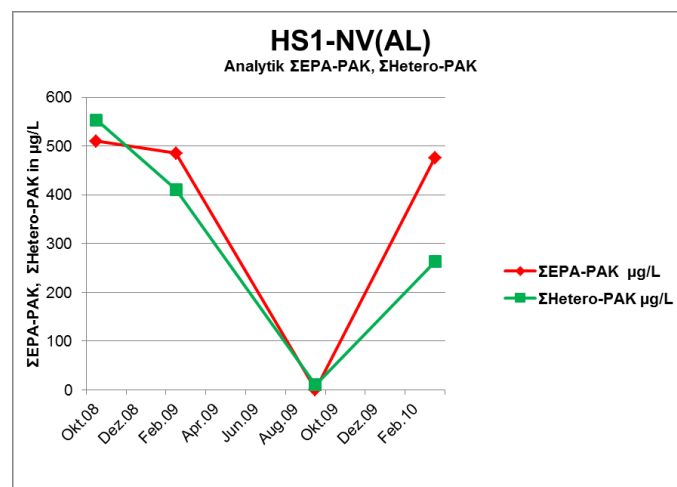


Abbildung 21: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK

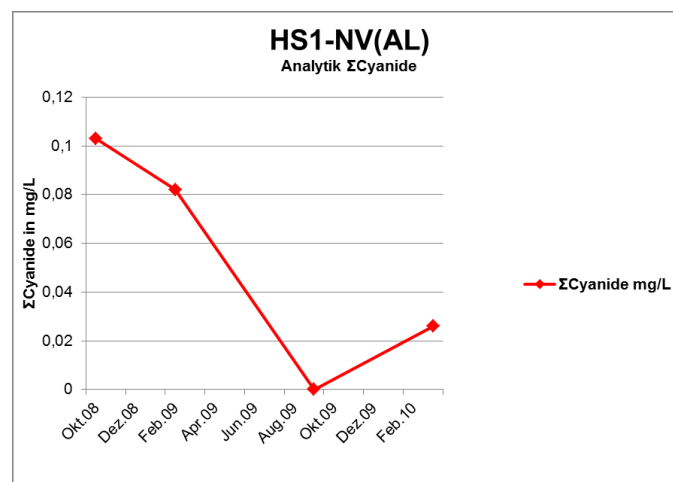


Abbildung 22: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für Σ Cyanide

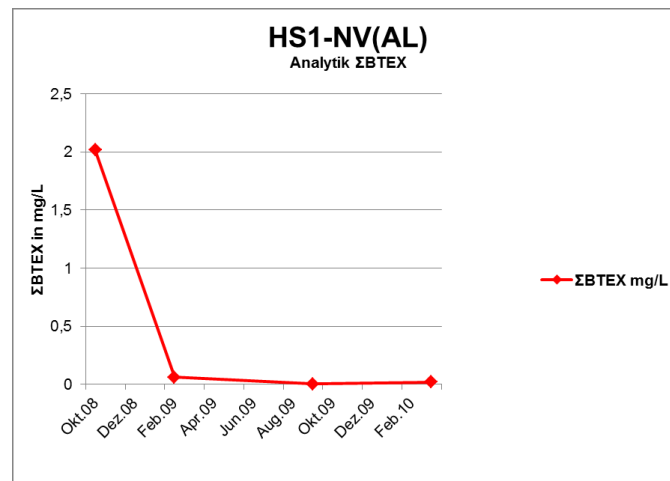


Abbildung 23: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ BTEX

Hauptkomponenten Σ EPA-PAK:

- 1.Probenahme: Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren
- 2.Probenahme: Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren
- 3.Probenahme: Naphthalin
- 4.Probenahme: Phenanthren, Anthracen, Naphthalin

Hauptkomponenten Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: Benzo(b)thiophen, Benzofuran, Dibenzofuran, Carbazol, 2-Methylbenzofuran, 4-Methyldibenzofuran
- 2.Probenahme: Benzo(b)thiophen, Dibenzofuran, 4-Methyldibenzofuran
- 3.Probenahme: Benzo(b)thiophen
- 4.Probenahme: Benzo(b)thiophen, Dibenzofuran, Carbazol, 4-Methyldibenzofuran

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: 0,3
- 2.Probenahme: 1,2
- 3.Probenahme: 0,03
- 4.Probenahme: 1,8

Bei dieser Probenahmestelle wurden sehr hohe Σ Hetero-PAK-Werte gemessen. Die Σ Hetero-PAK war bei der 1. und 3.Probenahme (Oktober 2008 und Februar 2009) sogar größer als die Σ EPA-PAK (siehe Abbildung 21).

4.2.3.2 Hotspot 1 (HS1): O₂-Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Im Gegensatz zum Säulenversuch HS1-NV wurde hier nach einem anfänglichen Konzentrationsrückgang nur bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Werten ein Anstieg beobachtet. Auffällig ist, dass bei der 1. und 2. Probenahme dieser Säule die Σ Hetero-PAK größer sind als die Σ EPA-PAK (siehe Abbildung 24).

Bei der Σ Cyanide (siehe Abbildung 25) und der Σ BTEX (siehe Abbildung 26) zeigte sich eine steile Abnahme der Konzentrationen.

Bei der 1. Probenahme gab es noch keine Unterscheidung der Betriebsvarianten, die Anfangswerte dieser Probenahme werden daher für alle Betriebsvarianten eines Hotspots (HS) herangezogen.

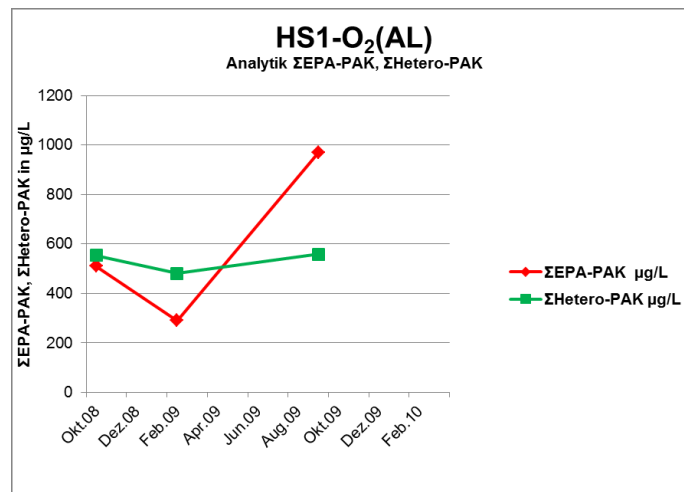


Abbildung 24: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK

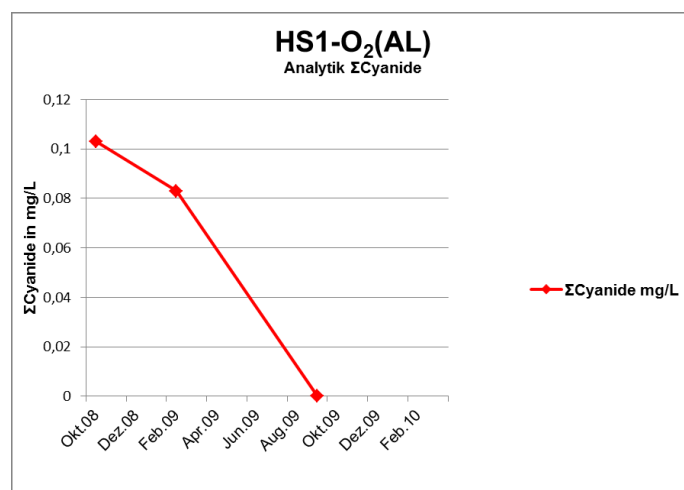


Abbildung 25: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ Cyanide

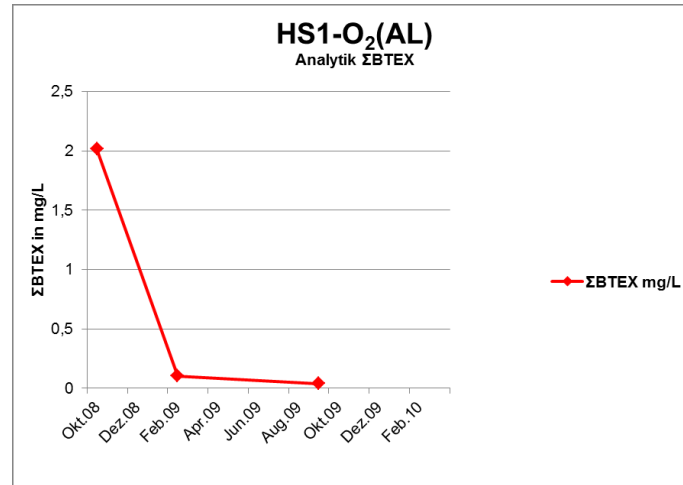


Abbildung 26: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX

Anmerkung: am 29.07.2009 wurde der Bioreaktor HS1-O₂ aufgrund eines technischen Gebrechens abgebaut und noch am selben Tag homogene Bodenmischproben aus den Abschnitten 0-50 cm, 50-100 cm und 100-150 cm entnommen. Aus diesen Feststoffproben wurden dann Eluate hergestellt. Diese Eluate wurden als Ersatz für die Wasserproben verwendet. Dies ist natürlich nur eine sehr grobe Näherung und lässt keine exakten Schlüsse zu, jedoch für die Erkennung eines Trends bzw. für die Beurteilung mittels Biotests waren diese Eluate geeignet.

Hauptkomponenten ΣEPA-PAK:

- 1.Probenahme: ≡ mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme (siehe Kapitel 4.2.3.1)
- 2.Probenahme: Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren
- 3.Probenahme: Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren

Hauptkomponenten ΣHetero-PAK:

- 1.Probenahme: ≡ mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme (siehe Kapitel 4.2.3.1)
- 2.Probenahme: Benzo(b)thiophen, Dibenzofuran, 4-Methyldibenzofuran
- 3.Probenahme: Dibenzothiophen, Acridin, 3-Methylbenzothiophen

Verhältnis ΣEPA-PAK/ΣHetero-PAK:

- 1.Probenahme: ≡ mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme (siehe Kapitel 4.2.3.1)
- 2.Probenahme: 0,6
- 3.Probenahme: 1,7

4.2.3.3 Hotspot 1 (HS1): NO₃⁻-Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es bis zur 3. Probenahme zu einer Abnahme der Konzentration, danach wurde allerdings wieder ein Anstieg beobachtet (siehe Abbildung 27 bis Abbildung 29). Die Σ EPA-PAK überstieg sogar den Ausgangswert, die Σ Hetero-PAK stieg nicht ganz so stark an, obwohl bei dieser Probenahmestelle insgesamt sehr hohe Σ Hetero-PAK-Werte gemessen wurden (siehe Abbildung 27). Die Σ Hetero-PAK war bei der 1. und 3. Probenahme (Oktober 2008 und Februar 2009) sogar größer als die Σ EPA-PAK (die 1. Probenahme ist bei allen HS1 Säulen ident).

Bei der Σ Cyanide konnte nach dem Einbau des Materials in die Säulen (ab der 2. Probenahme) keine Abnahme der Konzentration beobachtet werden (siehe Abbildung 28). Bei der 4. Probenahme wurde ein Anstieg dieses Parameters festgestellt. Es wurden nur leichte Schwankungen der Konzentration beobachtet, der Parameter Σ Cyanide blieb über den gesamten Versuchszeitraum relativ konstant.

Bei dem Parameter Σ BTEX konnte nach einem anfänglichen steilen Abfall unter der Nachweisgrenze kein Wert, oberhalb der Nachweisgrenze, mehr ermittelt werden (siehe Abbildung 29). Hier kann jedoch eine mögliche Fehlerursache die Probenahme an den Probenahmehähnen der Säule eine mögliche Fehlerquelle sein, welche zu Minderbefunden der leicht flüchtigen Aromaten führen kann. Aufgrund der langsamen Säulendurchströmung konnten die Proben nicht sehr rasch entnommen werden.

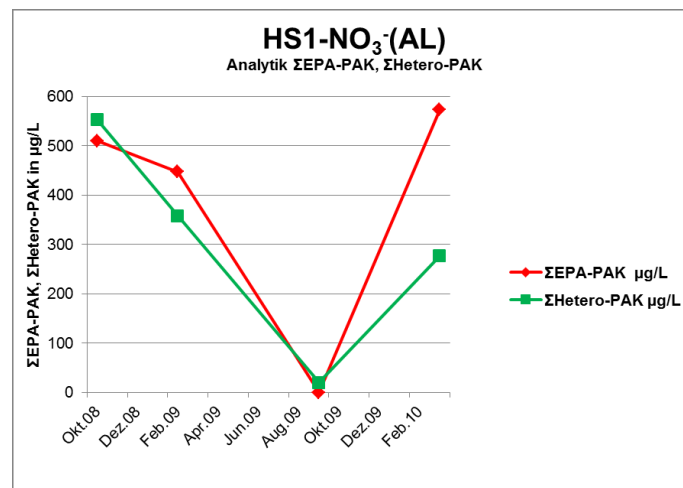


Abbildung 27: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK

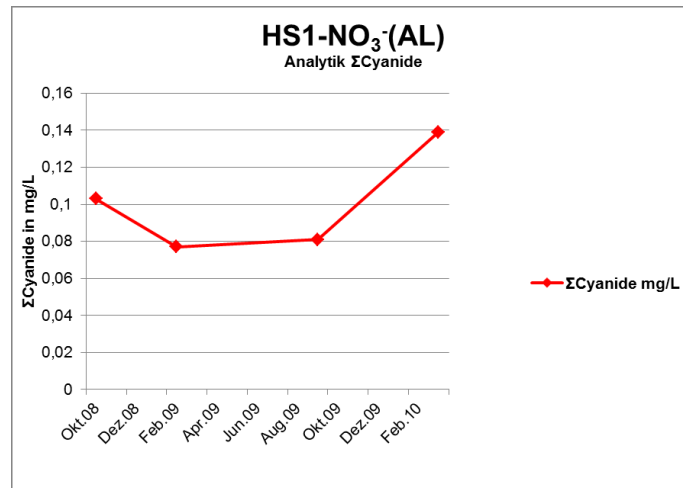


Abbildung 28: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide

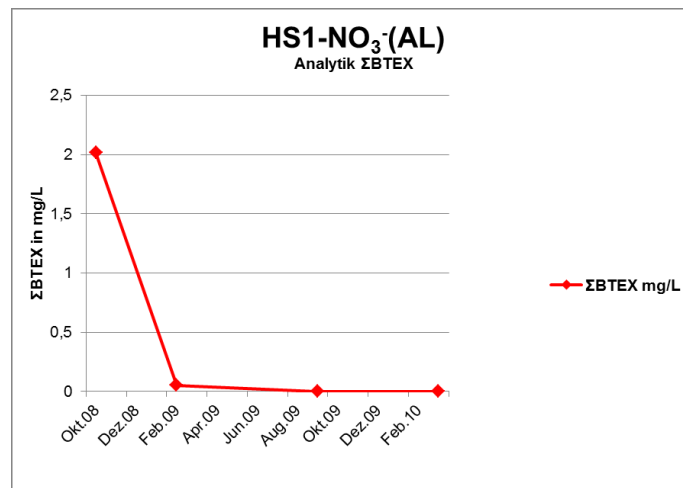


Abbildung 29: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX

Hauptkomponenten ΣEPA-PAK:

- 1.Probenahme: ≡ mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme (siehe Kapitel 4.2.3.1)
- 2.Probenahme: Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren
- 3.Probenahme: Naphthalin
- 4.Probenahme: Acenaphthen, Naphthalin, Phenanthren

Hauptkomponenten ΣHetero-PAK:

- 1.Probenahme: ≡ mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme (siehe Kapitel 4.2.3.1)
- 2.Probenahme: Benzo(b)thiophen, Dibenzofuran, 4-Methyldibenzofuran
- 3.Probenahme: Benzo(b)thiophen
- 4.Probenahme: Dibenzofuran, 3-Methylbenzothiophen

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: 0,3
- 2.Probenahme: 1,2
- 3.Probenahme: 0,02
- 4.Probenahme: 2,5

4.2.3.4 Hotspot 2.1 (HS2.1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es bis zur 3.Probenahme zu einer Abnahme der Konzentration, danach wurde allerdings wieder ein leichter Anstieg beobachtet (siehe Abbildung 30 bis Abbildung 32). Die Σ EPA-PAK blieb dabei deutlich unter dem Ausgangswert, die Σ Hetero-PAK stieg noch schwächer an (siehe Abbildung 30).

Bei dieser Probenahmestelle wurden zum ersten Mal bei keiner Probenahme größere Konzentrationen von Σ Hetero-PAK gemessen als von Σ EPA-PAK, bei der 3. und 4.Probenahme liegen die Σ EPA-PAK und die Σ Hetero-PAK in derselben Größenordnung.

Bei Σ Cyanide (siehe Abbildung 31) kam es bis zur 3.Probenahme zu einer konstanten Abnahme, bei der 4.Probenahme wurde dann wieder ein deutlicher Anstieg beobachtet. Es wurde der Konzentrationswert, der beim Start des Säulenversuches (2.Probenahme) vorherrschte, wieder erreicht.

Der Parameter Σ BTEX (siehe Abbildung 32) verhielt sich bei dieser Probenahmestelle unauffällig. Es wurden von Anfang an sehr niedrige Konzentrationen im Bereich der Nachweisgrenze gemessen. Bei dieser Probenahmestelle zeigt sich ein deutlicher Unterschied zu der Probenahmestelle HS1, da es sich um eine andere Kernbohrung in der Nähe der ehemaligen Teerzisterne handelt. Naphthalin eine Hauptkomponente von Hotspot 1 ist bei dieser Probenahmestelle nur in sehr geringen Konzentrationen vorhanden, wenn überhaupt nachweisbar.

Wie man sieht kann aufgrund der unterschiedlichen Zusammensetzung der vorliegenden Kontamination gut zwischen den beiden Hotspots unterschieden werden. Das macht es allerdings auch notwendig, jeden Hotspot getrennt zu analysieren und zu bewerten, da selbst an demselben Altstandort unterschiedliche Schadstoffgemische von Anfang an vorgekommen sind bzw. sich unterschiedlich entwickelt haben.

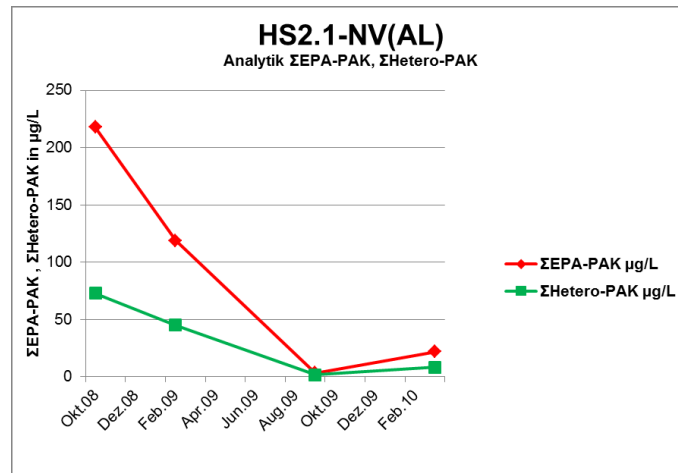


Abbildung 30: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK

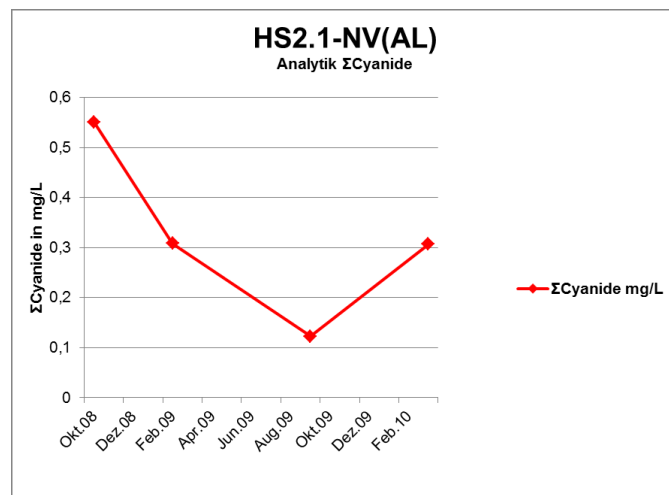


Abbildung 31: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣCyanide

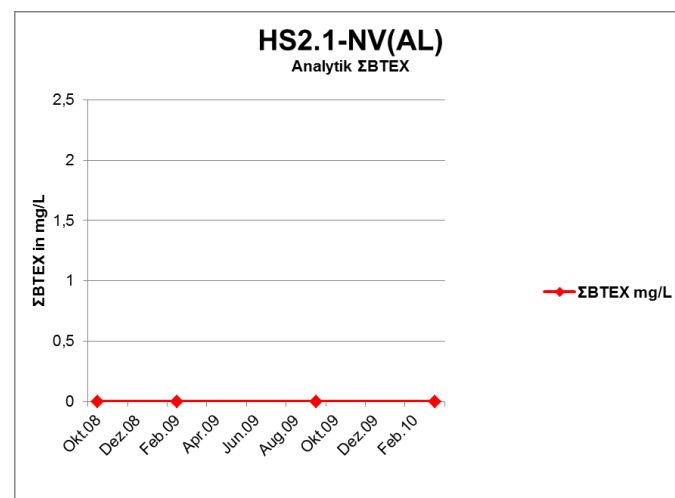


Abbildung 32: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣBTEX

Hauptkomponenten Σ EPA-PAK:

- 1.Probenahme: Fluoranthen, Pyren, Acenaphthen
- 2.Probenahme: Acenaphthen, Fluoren, Fluoranthen, Pyren
- 3.Probenahme: Pyren, Acenaphthylen
- 4.Probenahme: Acenaphthen, Fluoranthen, Pyren

Hauptkomponenten Σ Hetero-PAK:

- 1 Probenahme: Carbazol, 4-Methyldibenzofuran, Dibenzothiophen, Acridin
- 2.Probenahme: Dibenzofuran, Acridinon, Carbazol, Phenanthridinon
- 3.Probenahme: Acridin, Acridinon
- 4.Probenahme: Acridin, Dibenzofuran

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: 2,9
- 2.Probenahme: 2,6
- 3.Probenahme: 1,9
- 4.Probenahme: 2,6

 Σ Cyanide:

Maximalwert: 0,55 mg/L (1.Probenahme)

Minimalwert: 0,12 mg/L (3.Probenahme)

 Σ BTEX:

Maximalwert: 0,0015 mg/L

Minimalwert: < 0,0006 mg/L (unterhalb der Nachweisgrenze)

4.2.3.5 Hotspot 2.1 (HS2.1): O₂-Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es zu einer konstanten Abnahme der Konzentration, wobei die Σ EPA-PAK rascher abnahm als die Σ Hetero-PAK (siehe Abbildung 33). Bei den letzten beiden Probenahmen (3. und 4. Probenahme) wurde dadurch sogar eine größere Σ Hetero-PAK-Konzentration festgestellt als für Σ EPA-PAK, wobei sich die Werte jedoch im Bereich der Nachweisgrenze befinden.

Bei dem Parameter Σ Cyanide wurde hingegen ein konstanter starker Anstieg beobachtet (siehe Abbildung 34). Es wurden Σ Cyanid-Werte erreicht die ein Vielfaches der Ausgangskonzentration waren. Ein vergleichbar drastischer Anstieg der Σ Cyanid-Werte wurden auch noch bei den Proben HS2.2-O₂(AL) und HS2.2-NO₃⁻(AL) beobachtet, jedoch bei keinen anderen Probenahmestellen.

Die oben angeführte Probenahmestelle HS2.1-O₂(AL) verhält sich in chemischer Hinsicht sehr ähnlich wie die Probenahmestellen HS2.2-O₂(AL) und HS2.2-NO₃⁻(AL).

Der Parameter Σ BTEX (siehe Abbildung 35) verhielt sich bei dieser Probenahmestelle unauffällig. Es wurden von Anfang an sehr niedrige Konzentrationen im Bereich der Nachweisgrenze gemessen.

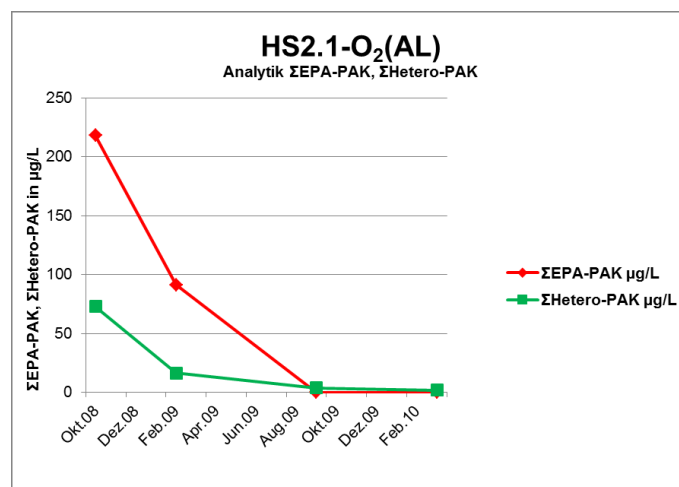


Abbildung 33: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK

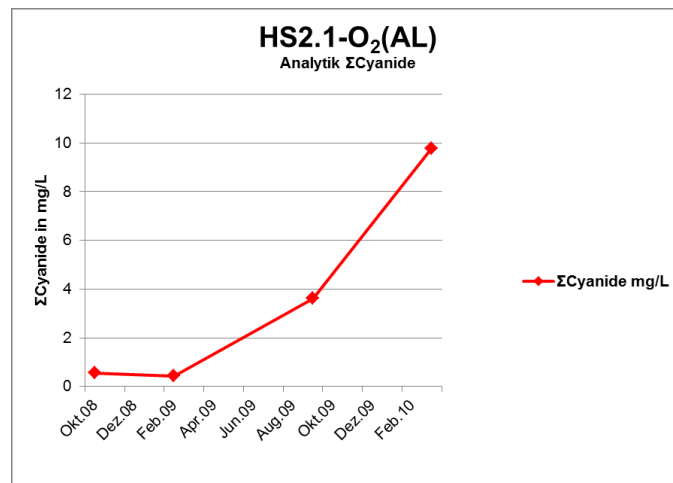


Abbildung 34: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣCyanide

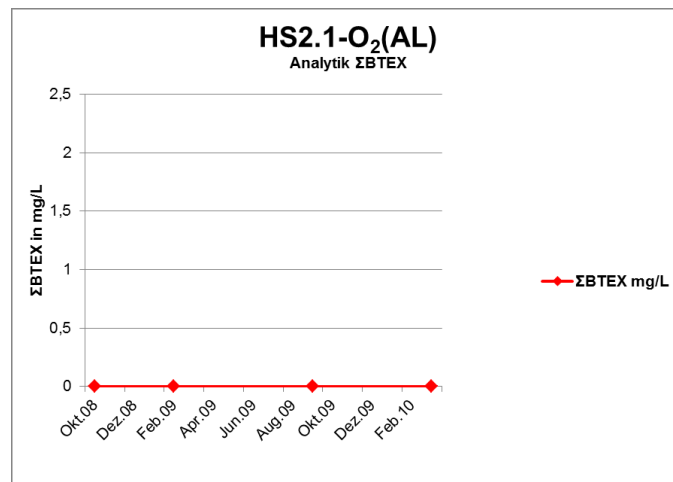


Abbildung 35: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣBTEX

Hauptkomponenten ΣEPA-PAK:

1. Probenahme: ≡ mit HS2.1-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.4)
2. Probenahme: Acenaphthen, Fluoren, Fluoranthen, Pyren
3. Probenahme: ΣEPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze (< 4,000 µg/L)
4. Probenahme: ΣEPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze (< 4,000 µg/L)

Hauptkomponenten ΣHetero-PAK:

1. Probenahme: ≡ mit HS2.1-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.4)
2. Probenahme: Phenanthridinon, 3-Methylbenzothiophen, Dibenzothiophen
3. Probenahme: Acridin, Acridinon, 3-Methylbenzothiophen
4. Probenahme: Acridin, Dibenzofuran, Acridinon

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

1. Probenahme: \equiv mit HS2.1-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.4)
2. Probenahme: 5,6
3. Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unter Nachweisgrenze ($<$ Σ Hetero-PAK)
4. Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unter Nachweisgrenze ($<$ Σ Hetero-PAK)

 Σ Cyanide:

Maximalwert: 9,78 mg/L (4. Probenahme)

Minimalwert: 0,55 mg/L (1. Probenahme)

 Σ BTEX:

Maximalwert: 0,00105 mg/L

Minimalwert: $<$ 0,0006 mg/L (unterhalb der Nachweisgrenze)

4.2.3.6 Analysenergebnisse Hotspot 2.1 (HS2.1): NO_3^- -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es zu einer konstanten Abnahme der Konzentration, wobei die Σ EPA-PAK am Anfang schneller abnahm als die Σ Hetero-PAK (siehe Abbildung 36).

Beim Parameter Σ Cyanide wurden nur leichte Konzentrationsschwankungen beobachtet, er blieb relativ konstant über den gesamten Versuchszeitraum (siehe Abbildung 37). Der Parameter Σ BTEX verhielt sich bei dieser Probenahmestelle unauffällig. Es wurden von Anfang an sehr niedrige Konzentrationen im Bereich der Nachweisgrenze gemessen (siehe Abbildung 38).

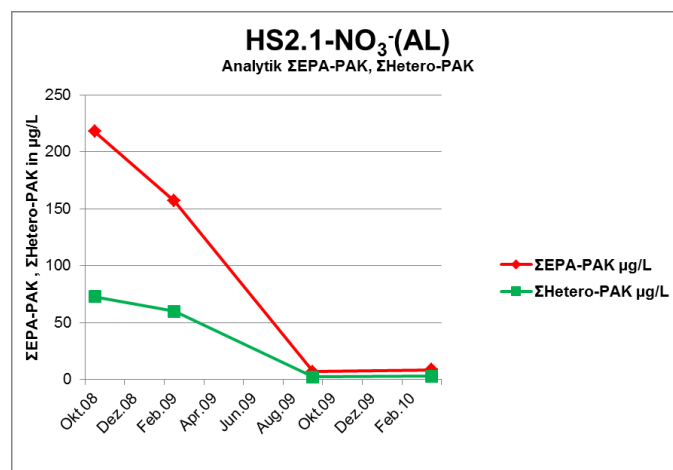


Abbildung 36: Hotspot 2.1: NO_3^- -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK

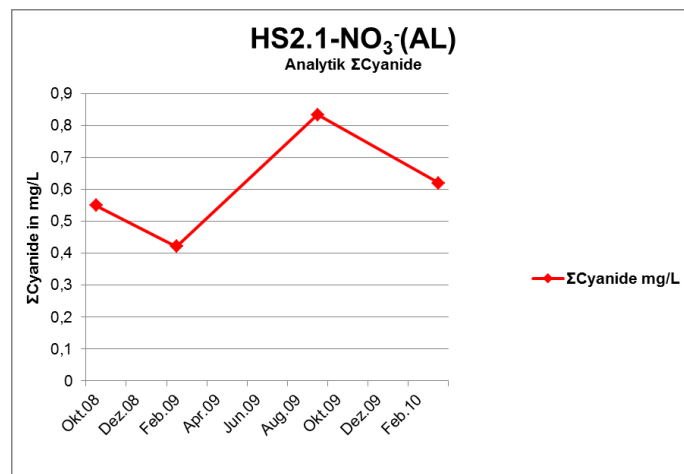


Abbildung 37: Hotspot 2.1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide

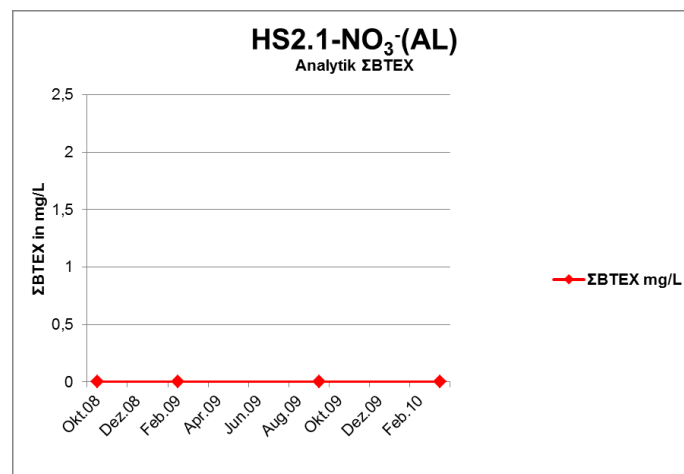


Abbildung 38: Hotspot 2.1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX

Hauptkomponenten ΣEPA-PAK:

1. Probenahme: ≡ mit HS2.1-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.4)
2. Probenahme: Acenaphthen, Fluoren, Fluoranthen, Pyren
3. Probenahme: Acenaphthen, Acenaphthylen, Naphthalin
4. Probenahme: Pyren, Fluoranthen, Acenaphthen

Hauptkomponenten ΣHetero-PAK:

1. Probenahme: ≡ mit HS2.1-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.4)
2. Probenahme: Dibenzofuran, Carbazol, 4-Methyldibenzofuran, Phenanthridinon
3. Probenahme: Acridin, Acridinon, 3-Methylbenzothiophen
4. Probenahme: 2,6-Dimethylchinolin, 3-Methylbenzothiophen

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: \equiv mit HS2.1-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.4)
- 2.Probenahme: 2,6
- 3.Probenahme: 3,1
- 4.Probenahme: 2,8

 Σ Cyanide:

Maximalwert: 0,83 mg/L (3.Probenahme)

Minimalwert: 0,42 mg/L (1.Probenahme)

 Σ BTEX:

Maximalwert: 0,00105 mg/L

Minimalwert: < 0,0006 mg/L (unterhalb der Nachweisgrenze)

4.2.3.7 Hotspot 2.2 (HS2.2): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Diese Probenahmestelle verhält sich ähnlich wie die Probenahmestelle HS2.1, da es sich um dieselbe Kernbohrung in der Nähe der ehemaligen Teerzisterne handelt, jedoch stammt das Material aus einer anderen Tiefe.

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es von der 1.Probenahme (noch vor Einbau des Materials in die Säulen) bis zur 2.Probenahme zu einer starken Abnahme der Konzentration. (siehe Abbildung 39). Bei der 3.Probenahme wurde eine weitere Abnahme der Konzentrationen gemessen, gefolgt von einem Wiederanstieg. Die Σ EPA-PAK- und die Σ Hetero-PAK-Konzentrationen waren bei der 4.Probenahme etwas größer als bei der 2.Probenahme (=Start des Säulenversuches). Generell waren bei dieser Probenahmestelle die Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Werte niedriger als bei der Probenahmestelle HS2.1.

Bei den Σ Cyaniden kam es bis zur 3.Probenahme zu einer konstanten Abnahme, bei der 4.Probenahme wurde dann wieder ein deutlicher Anstieg beobachtet. Es wurde der Wert, der beim Start des Säulenversuches (2.Probenahme) vorherrschte, wieder erreicht (siehe Abbildung 40).

Der Parameter Σ BTEX verhielt sich bei dieser Probenahmestelle unauffällig. Es wurden von Anfang an nur sehr niedrige Konzentrationen im Bereich der Nachweisgrenze gemessen (siehe Abbildung 41).

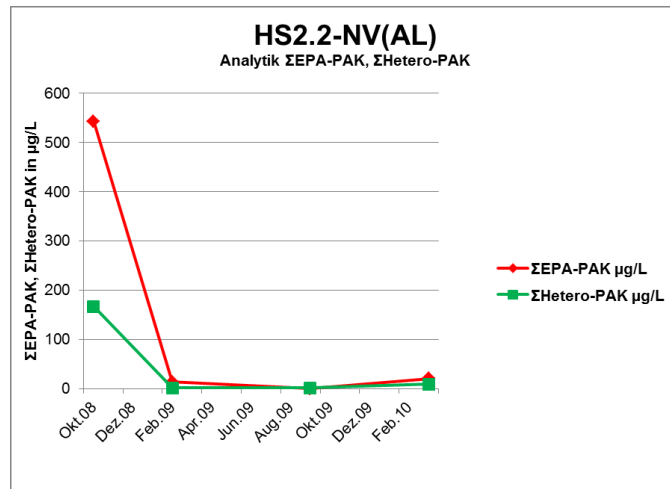


Abbildung 39: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK

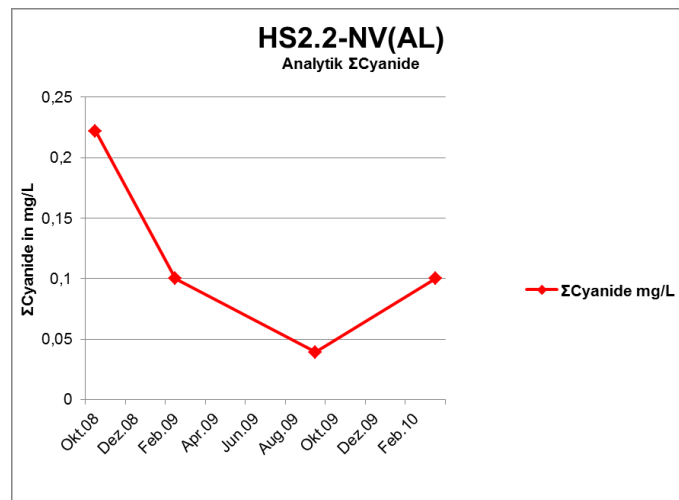


Abbildung 40: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide

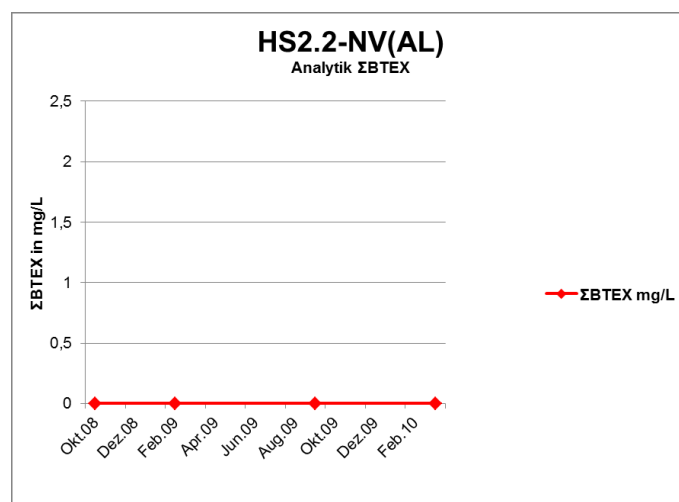


Abbildung 41: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX

Hauptkomponenten Σ EPA-PAK:

- 1.Probenahme: Phenanthren, Acenaphthen, Fluoren, Fluoranthen
- 2.Probenahme: Acenaphthen, Fluoranthen
- 3.Probenahme: Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)
- 4.Probenahme: Fluoranthen, Acenaphthen, Pyren

Hauptkomponenten Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: Carbazol, Dibenzofuran, 4-Methyldibenzofuran
- 2.Probenahme: Benzofuran, Dibenzothiophen
- 3.Probenahme: Acridin
- 4.Probenahme: Acridin, Dibenzofuran, 2,6-Dimethylchinolin

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: 4,7
- 2.Probenahme: 8,1
- 3.Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)
- 4.Probenahme: 2,3

 Σ Cyanide:

Maximalwert: 0,22 mg/L (1.Probenahme)

Minimalwert: 0,04 mg/L (3.Probenahme)

 Σ BTEX:

Maximalwert: 0,0011 mg/L

Minimalwert: $< 0,0006 \text{ mg/L}$ (unterhalb der Nachweisgrenze)

4.2.3.8 Hotspot 2.2 (HS2.2): O₂-Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es von der 1.Probenahme (noch vor Einbau des Materials in die Säulen) bis zur 2.Probenahme zu einer starken Abnahme der Konzentration. Bei der 3.Probenahme wurde eine weitere Konzentrationsabnahme gemessen. Bei der 4.Probenahme befand sich der Wert schon im Bereich der Nachweisgrenze oder darunter (siehe Abbildung 42).

Bei dem Parameter Σ Cyanide wurde hingegen ein starker Anstieg beobachtet (siehe Abbildung 43). Es wurden Σ Cyanid-Werte erreicht, die ein Vielfaches der Ausgangskonzentration waren. Ein derartig drastischer Anstieg des Σ Cyanid-Wertes wurde zwar schon bei der Probe HS2.1-O₂(AL) (siehe Abbildung 34) und danach bei HS2.2-NO₃⁻(AL) (siehe Abbildung 46) beobachtet. Der Parameter Σ BTEX verhielt sich bei dieser Probenahmestelle unauffällig. Es wurden von Anfang an sehr niedrige Konzentrationen im Bereich der Nachweisgrenze gemessen (siehe Abbildung 44).

Bei dieser Probenahmestelle waren die analytisch bestimmten Konzentrationen etwas niedriger als bei der Probenahmestelle HS2.2-O₂(M) (siehe Anhang 5: Projekt FAMOS – Grafiken als Probenahmestellen Zulauf (ZL) und Mitte (M)).

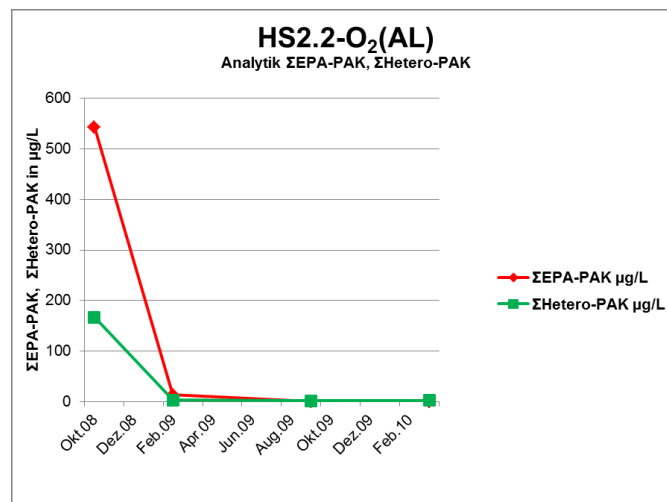


Abbildung 42: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK

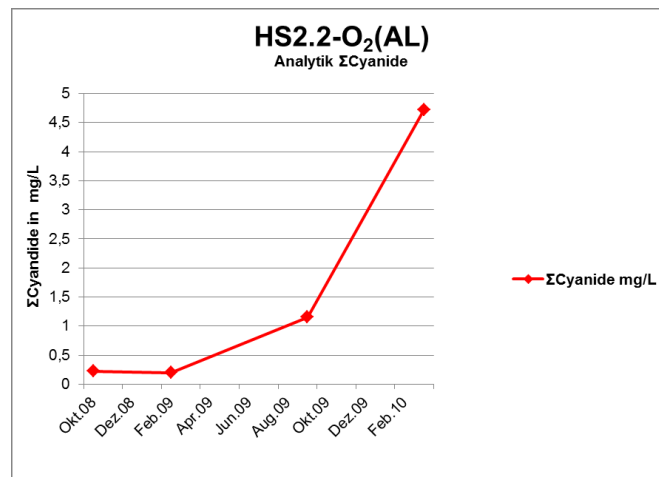


Abbildung 43: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide

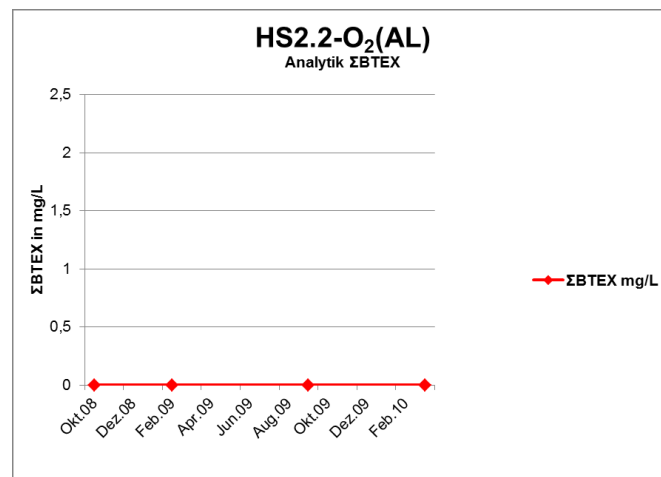


Abbildung 44: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX

Hauptkomponenten ΣEPA-PAK:

1. Probenahme: ≡ mit HS2.2-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.7)
2. Probenahme: Acenaphthen, Fluoranthen
3. Probenahme: ΣEPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze (< 4,000 µg/L)
4. Probenahme: ΣEPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze (< 4,000 µg/L)

Hauptkomponenten ΣHetero-PAK:

1. Probenahme: ≡ mit HS2.2-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.7)
2. Probenahme: Benzofuran, Dibenzothiophen
3. Probenahme: Acridinon (einzige Verbindung die bestimmt werden konnte)
4. Probenahme: Dibenzofuran

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

1. Probenahme: \equiv mit HS2.2-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.7)
2. Probenahme: 4,3
3. Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)
4. Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)

 Σ Cyanide:

Maximalwert: 4,7 mg/L (4. Probenahme)

Minimalwert: 0,2 mg/L (2. Probenahme)

 Σ BTEX:

Maximalwert: 0,0011 mg/L

Minimalwert: $< 0,0006 \text{ mg/L}$ (unterhalb der Nachweisgrenze)

4.2.3.9 Hotspot 2.2 (HS2.2): NO_3^- -Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

Bei den Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es zwischen der 1. Probenahme (noch vor Einbau des Materials in die Säulen) bis zur 2. Probenahme zu einer starken Abnahme der Konzentration. Bei der 3. Probenahme wurde eine weitere Abnahme der Konzentrationen gemessen und bei der 4. Probenahme befanden sich die Werte schon im Bereich der Nachweisgrenze oder darunter (siehe Abbildung 45).

Für den Parameter Σ Cyanide wurde hingegen ein starker Anstieg zwischen der 2. und 4. Probenahme beobachtet. So wurden bei der 4. Probenahme Σ Cyanid-Werte erreicht, die ein Vielfaches der Ausgangskonzentration übertrafen (siehe Abbildung 46). Ein derartig drastischer Anstieg des Σ Cyanid-Wertes ist zuvor schon bei der Probe HS2.1- O_2 (AL) und HS2.2- O_2 (AL) beobachtet worden (siehe Abbildung 34 und Abbildung 43).

Die Probenahmestelle HS2.2- NO_3^- (AL) (siehe Abbildung 46) verhält sich in chemischer Hinsicht also sehr ähnlich wie die Probenahmestelle HS2.1- O_2 (AL) und HS2.2- O_2 (AL).

Der Analysenparameter Σ BTEX verhielt sich sowohl in HS2.2- O_2 (AL) als auch in HS2.2- NO_3^- (AL) unauffällig. Es wurden von Anfang an sehr niedrige Konzentrationen im Bereich der Nachweisgrenze gemessen (siehe Abbildung 47).

Bei dieser Probenahmestelle waren die analytisch bestimmten Werte etwas niedriger als bei der Probenahmestelle HS2.2- O_2 (M) (siehe Anhang 5: Projekt FAMOS-Grafiken der Probenahmestellen Zulauf (ZL) und Mitte (M)).

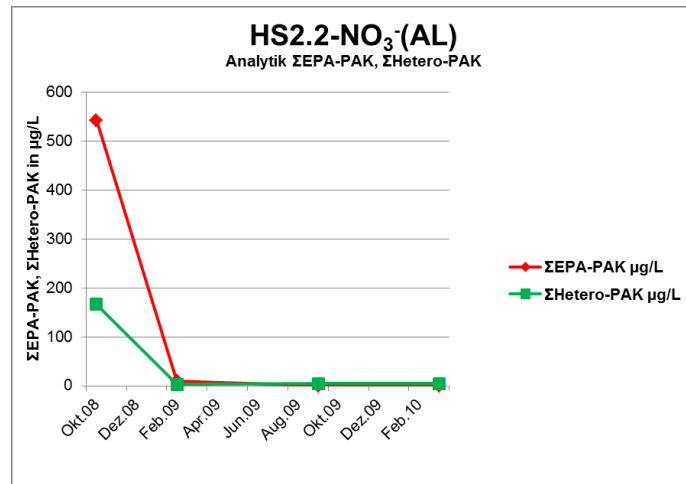


Abbildung 45: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK

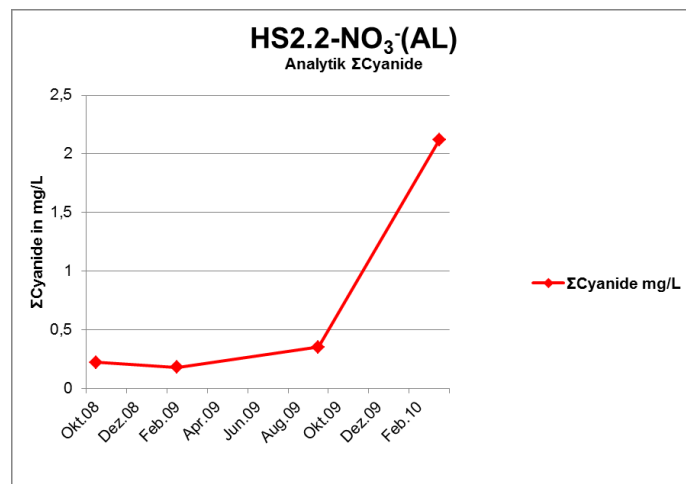


Abbildung 46: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse für ΣCyanide

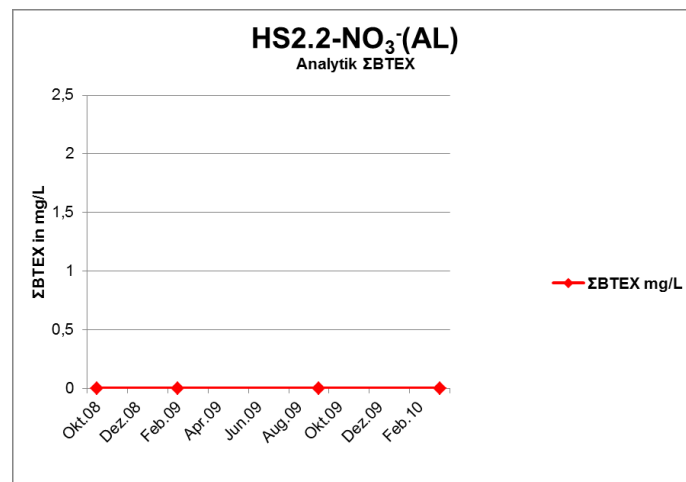


Abbildung 47: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analyseergebnisse ΣBTEX

Hauptkomponenten Σ EPA-PAK:

- 1.Probenahme: \equiv HS2.2-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.7)
- 2.Probenahme: Acenaphthen, Fluoranthen
- 3.Probenahme: Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)
- 4.Probenahme: Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)

Hauptkomponenten Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: \equiv HS2.2-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.7)
- 2.Probenahme: Benzofuran, Dibenzothiophen
- 3.Probenahme: Benzo(b)thiophen
- 4.Probenahme: Dibenzofuran

Verhältnis Σ EPA-PAK/ Σ Hetero-PAK:

- 1.Probenahme: \equiv HS2.2-NV(AL) (siehe Kapitel 4.2.3.7)
- 2.Probenahme: 3,2
- 3.Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)
- 4.Probenahme: nicht bestimmbar, Σ EPA-PAK unterhalb der Nachweisgrenze ($< 4,000 \mu\text{g/L}$)

 Σ Cyanide:

Maximalwert: 2,1 mg/L (4.Probenahme)
Minimalwert: 0,18 mg/L (2.Probenahme)

 Σ BTEX:

Maximalwert: 0,0011 mg/L
Minimalwert: $< 0,0006 \text{ mg/L}$ (unterhalb der Nachweisgrenze)

4.2.4 Ergebnisse der Toxizitätsuntersuchungen im Rahmen des Projektes FAMOS

Die Ergebnisse der Toxizitätsuntersuchungen (EC-Werte) sind in nachfolgenden Abbildungen (siehe Abbildung 48 bis Abbildung 83) gemeinsam mit den analytischen Daten im Kapitel 4.2.2 dargestellt und ausgewertet. Auf der linken Ordinatenachse ist der analytische Parameter in mg/L bzw. µg/L abzulesen, auf der rechten Ordinatenachse sind die EC-Werte der biologischen Testsysteme abzulesen. Zur Vereinfachung der Grafiken wurden nur Absolutwerte eingetragen und die Werte die unterhalb der Nachweisgrenze lagen auf Null gesetzt. Die Fehlergrenzen der einzelnen Parameter können dem Anhang 7 entnommen werden.

EC-Werte

Die EC-Werte sind in Prozent als Probenkonzentration angegeben, wobei als 100% die nicht verdünnte Ausgangsprobe zu verstehen ist (siehe Kapitel 3.2.6 EC-Wert Berechnung).

In den nachfolgenden Abbildungen sind die EC-Werte die bei über 100%-Probenkonzentration lagen, sowie nicht bestimmbar auf 100% Probenkonzentration gesetzt. Die Grafiken werden somit übersichtlicher und die EC-Werte 100% Probenkonzentrationslinie kann dadurch näherungsweise als die Null-Effektlinie (kein toxikologischer Effekt) betrachtet werden. Ein geringer Verlust in der Effektauflösung im Bereich von EC-Werten, die in der Nähe von 100% Probenkonzentration liegen, wird vernachlässigt (Erklärung: In den Abbildungen ist keine Unterscheidung mehr erkennbar zwischen einem tatsächlichen EC-Wert von 100% Probenkonzentration und EC-Werten von über 100% Probenkonzentration).

Die Ergebnisse der Toxizitätsuntersuchungen sind zusätzlich vollständig im Anhang 7 aufgelistet und in den Berichten der ESW zusammengestellt (siehe Tabelle 6), diese können beim Verfasser dieser Arbeit eingesehen werden.

4.2.4.1 Hotspot 1 (HS1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung 48 bis Abbildung 51 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 1 Materials in der NV-Variante von der Probenahmestelle Ablauf (siehe Kapitel 4.2.4.1) dargestellt. In Abbildung 48 werden die EC-Werte den Σ EPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 49 den Σ Hetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 50 den Σ Cyanid-Messwerten und in Abbildung 51 den Σ BTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Leuchtbakterien, Daphnien und *T. platyrus* zeigen bei der 1. Probe (Probenahme Oktober 2008) einen eindeutigen Effekt. Es konnten bei allen drei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden (Leuchtbakt. EC_{20} = 2,79%, EC_{50} = 8,32%, Daphnien EC_{50} = 62,5% und *T. platyrus* EC_{50} = 60% Probenkonz.). Aus der gewählten Testbatterie konnte nur mit Algen kein EC-Wert gebildet werden. Die Algen reagieren auf diese komplexe Mischung aus Schadstoffen am wenigsten empfindlich.

Ab der 2. Probenahme konnte nur noch mit den Leuchtbakterien ein Effekt beobachtet werden (EC_{20} = 6,55%, EC_{50} = 21,44% Probenkonz.). Dieser Parameter reagiert am empfindlichsten auf die nachgewiesenen Schadstoffe (Σ EPA-PAK, Σ Hetero-PAK, Σ Cyanide und Σ BTEX). Mit den EC_{20} - und EC_{50} -Wert des Leuchtbakterientests konnte der Verlauf der Schadstoffabnahme und Zunahme bei der letzten Probenahme sehr gut nachvollzogen werden.

Bei der Zunahme der Schadstoffkonzentration (Σ EPA-PAK, Σ Hetero-PAK und Σ Cyanide) bei der letzten Probenahme (Februar 2010) konnte dann auch wieder mit dem Daphnientest ein Effekt beobachtet werden (EC_{50} = 83,3% Probenkonz.). Diese reagierten jedoch wesentlich unempfindlicher als die Leuchtbakterien auf die vorhandenen Schadstoffe (Leuchtbakterien EC_{20} = 12,72%, EC_{50} = 37,49% Probenkonz. bei der Probenahme im Februar 2010).

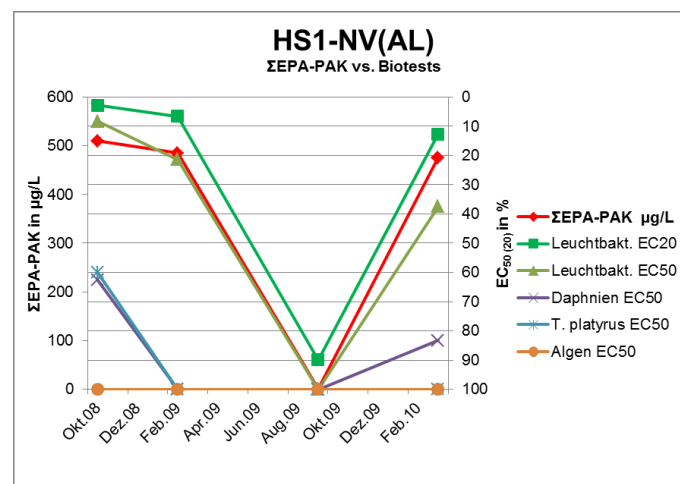


Abbildung 48: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich Σ EPA-PAK vs. Biotests

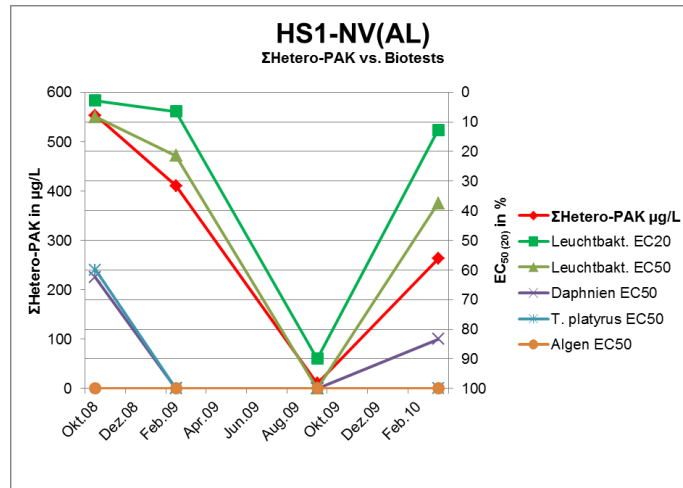


Abbildung 49: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

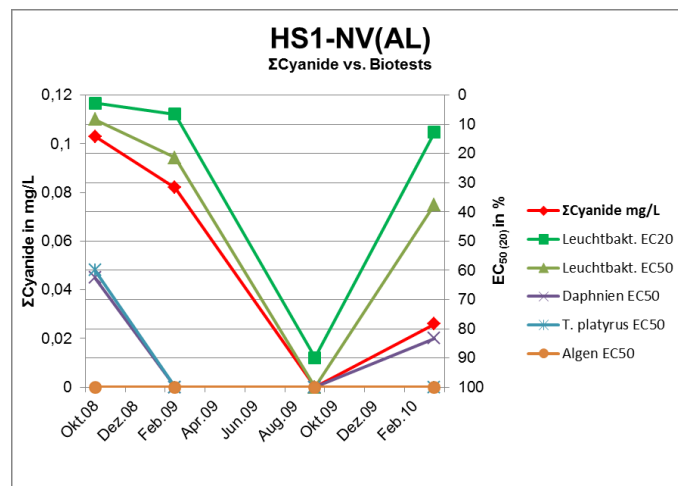


Abbildung 50: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

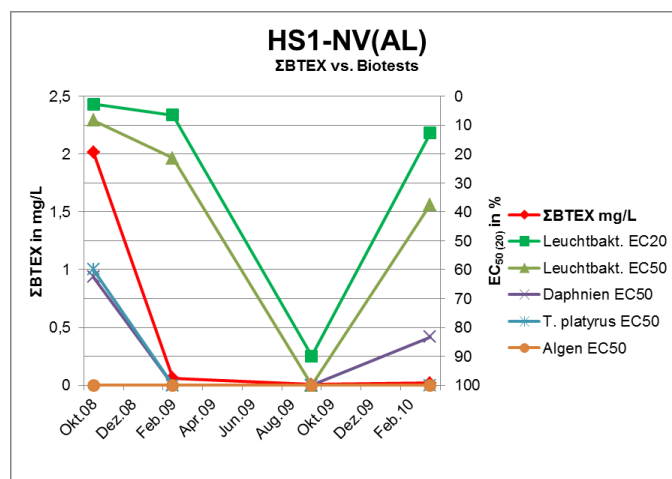


Abbildung 51: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTX vs. Biotests

4.2.4.2 Hotspot 1 (HS1): O₂-Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung 52 bis Abbildung 55 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 1 Materials in der O₂-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 52 werden die EC-Werte den Σ EPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 53 den Σ Hetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 54 den Σ Cyanid-Messwerten und in Abbildung 55 den Σ BTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Leuchtbakterien, Daphnien und *T. platyrus* zeigen bei der ersten Probe einen eindeutigen Effekt. Es konnten bei allen drei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden (\equiv mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme). Auffallend ist diesmal die relativ hoch bleibende Toxizität (niedrige EC-Werte) bei dem Leuchtbakterientest (*Vibrio fischeri*) während der gesamten Versuchsdauer (d.h. bei der 2. und 3.Probenahme).

Auch die Daphnien reagieren auf das Gemisch der Kontaminanten bei der 2.Probenahme noch eindeutig (EC₅₀= 77% Probenkonz.), während mit den *T. platyrus* schon ab der 2.Probenahme kein Effekt mehr nachgewiesen werden kann.

Aus der gewählten Testbatterie konnte nur wie bereits zuvor mit Algen kein EC-Wert gebildet werden. Die Algen reagieren auf diese komplexe Mischung aus Kontaminanten am wenigsten sensitiv.

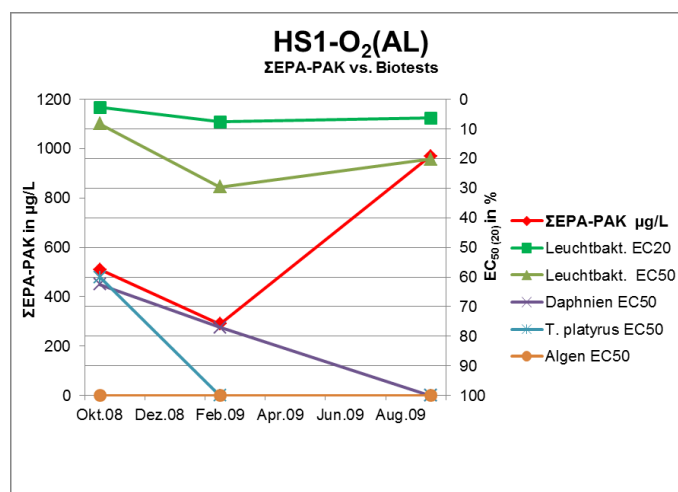


Abbildung 52: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich Σ EPA-PAK vs. Biotests

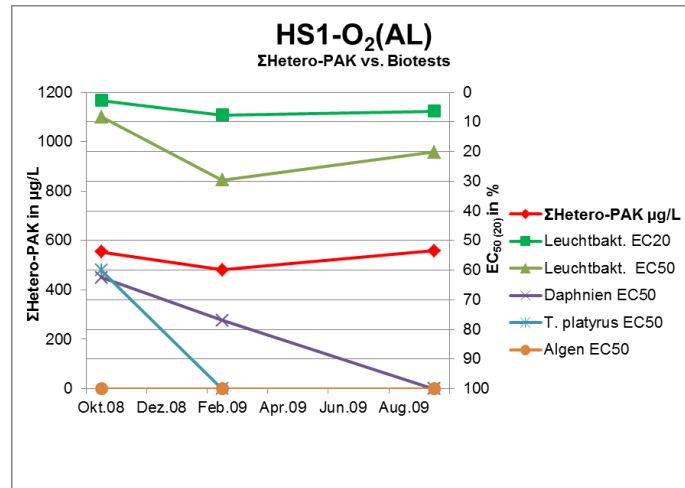


Abbildung 53: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

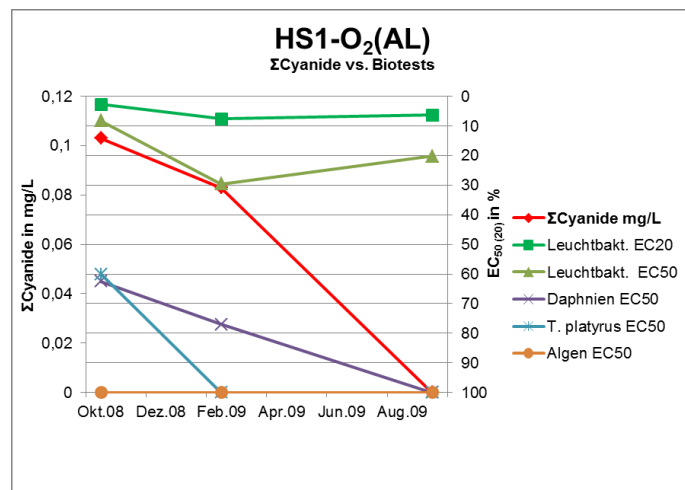


Abbildung 54: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

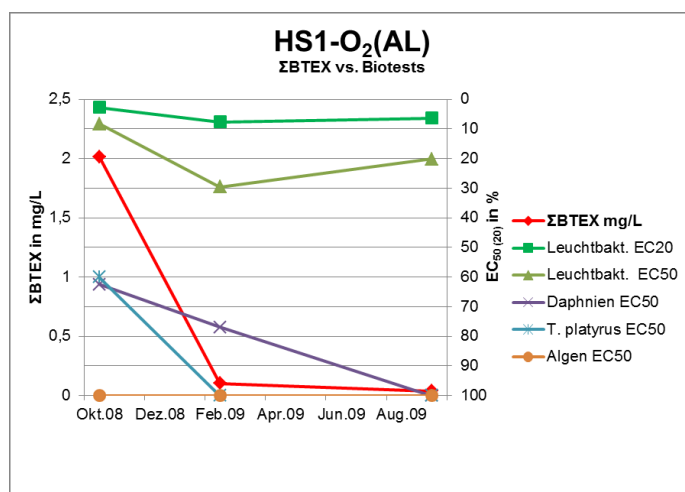


Abbildung 55: Hotspot 1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.3 Hotspot 1 (HS1): NO₃⁻-Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung 56 bis Abbildung 59 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 1 Materials in der NO₃⁻-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 56 werden die EC-Werte den ΣEPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 57 den ΣHetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 58 den ΣCyanid-Messwerten und in Abbildung 59 den ΣBTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Bei dieser Probenahmestelle kommt es zum ersten Mal zu einer deutlichen Aufspaltung zwischen den Leuchtbakterien EC₂₀- und EC₅₀-Werten (z.B. 3.Probenahme Leuchtbakterien EC₂₀= 27,99% Probenkonz., EC₅₀= 91,56% Probenkonz.). Dadurch wird sichtbar, dass der EC₂₀-Wert der deutlich sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests ist. Während der EC₂₀-Wert der deutlich sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests ist. Während der EC₅₀-Wert nach Absinken des ΣEPA-PAK- und ΣHetero-PAK-Parameters deutlich größer wird (d.h. Toxizität wird erniedrigt) bleibt der EC₂₀-Wert auf einem niedrigeren Niveau. Der EC₅₀-Wert zeigt erst beim Wiederanstieg des ΣEPA-PAK- bzw. ΣHetero-PAK-Parameters einen Anstieg in der Toxizität (siehe 4.Probenahme im Februar 2010).

Auch die Daphnien reagieren auf das Gemisch der Kontaminanten (bei der 1.Probenahme EC₅₀= 62,5% Probenkonz.), während mit den *T. platyrus* schon ab der 2.Probenahme kein Effekt mehr nachgewiesen werden kann (1.Probenahme ≡ mit HS1-NV(AL) 1.Probenahme). Bei dieser Probenahmestelle handelt es sich um die einzige, bei der ein durchgehender Effekt mit dem Daphnientest gezeigt werden konnte. Sie dürfte offensichtlich Kontaminanten oder Mischungen von Kontaminanten enthalten auf die dieser Biotest besonders sensitiv reagiert.

Aus der gewählten Testbatterie konnte nur mit Algen kein EC-Wert gebildet werden. Die Algen reagieren demnach auf diese komplexe Mischung aus Kontaminanten am wenigsten sensitiv.

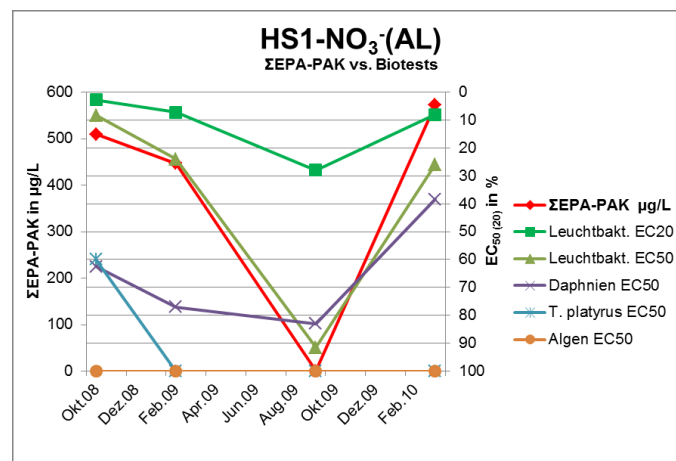


Abbildung 56: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests

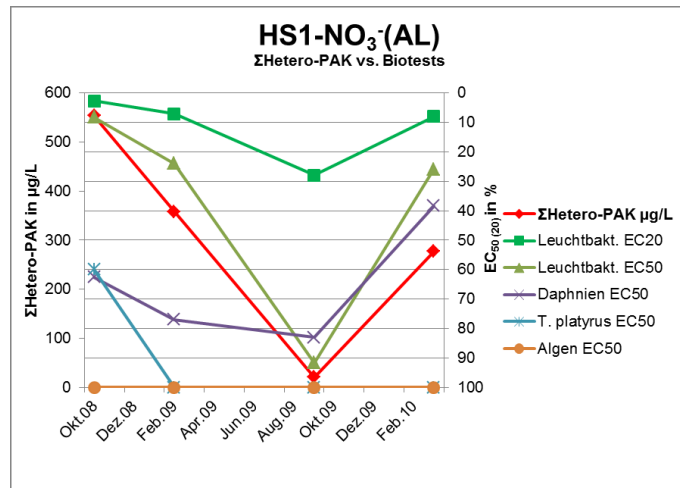


Abbildung 57: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

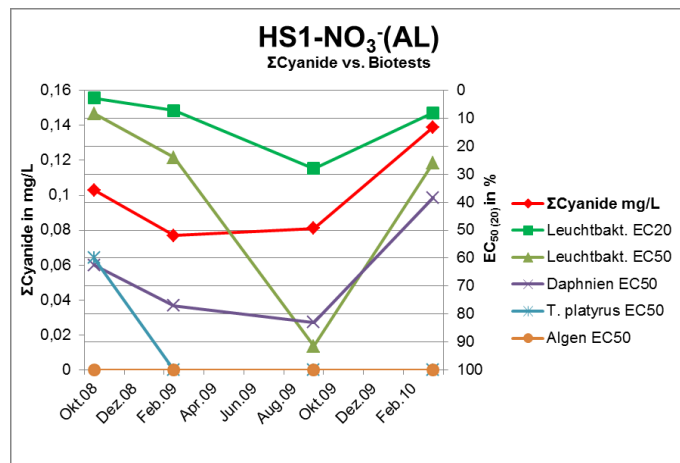


Abbildung 58: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

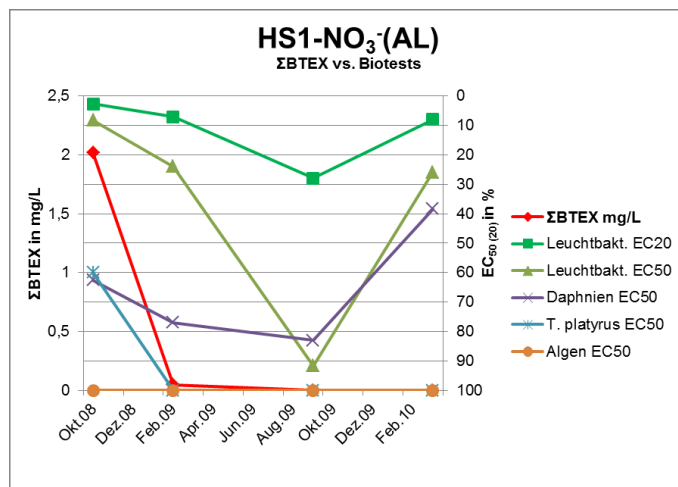


Abbildung 59: Hotspot 1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.4 Hotspot 2.1 (HS2.1): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung 60 bis Abbildung 63 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 2.1 Materials in der NV-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 60 werden die EC-Werte den enthaltenen Σ EPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 61 den Σ Hetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 62 den Σ Cyanid-Messwerten und in Abbildung 63 den Σ BTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Leuchtbakterien (*Vibrio Fischeri*) und Daphnien zeigen bei der 1.Probenahme einen eindeutigen Effekt. Es konnten bei diesen zwei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden (Leuchtbakterien EC_{20} = 15,58%, EC_{50} = 45,54% und Daphnien EC_{50} = 40% Probenkonz.). Ab der 2.Probenahme konnte nur noch mit *Vibrio fischeri* ein toxischer Effekt bestimmt werden (EC_{20} = 12,19% und EC_{50} = 53,73% Probenkonz.) der bei der 3.Probenahme auch nicht mehr nachweisbar war. Bei der 3.Probenahme dieser Probenahmestelle konnte zum ersten Mal mit keinen der Testorganismen ein EC-Wert bestimmt werden, d.h. dass die toxischen Effekte auf die untersuchten Testorganismen sehr niedrig bis nicht nachweisbar waren.

Bei der 4.Probenahme kam es dann jedoch wieder zu einem leichten Anstieg der Toxizität, allerdings konnte dies nur mit dem EC_{20} -Wert des Leuchtbakterientests (EC_{20} = 50,28% Probenkonz.) nachgewiesen werden. Dieser Wert, wie sich auch schon bei dem Hotspot HS1 herausgestellt hat, reagiert am empfindlichsten auf die vorliegenden komplexen Schadstoffgemische.

Der Daphnien EC-Wert bei der 1.Probenahme (Oktober 2008) könnte mit dem hohen Ausgangswert der Σ Cyanide in Verbindung gebracht werden, da sich schon bei HS1 gezeigt hat, dass diese Testorganismen weniger auf die Veränderungen der Σ EPA-PAK- bzw. Σ Hetero-PAK-Werte reagiert als auf den Σ Cyanid-Wert. Die Senkung des EC_{20} -Wertes (d.h. Erhöhung der Toxizität) des Leuchtbakterientests spiegelt den leichten Anstieg der Σ EPA-PAK- und der Σ Hetero-PAK-Werte und den deutlichen Anstieg der Σ Cyanid-Werten wider.

Mit dem Algentest und dem Test mit den *T. platyrus* konnte während der gesamten Versuchszeit bei dieser Probenahmestelle kein eindeutiger Effekt beobachtet werden. Für diese zwei Versuchsspezies konnten keine EC_{50} -Werte berechnet werden. Sie zeigten sich auch schon bei HS1 am wenigsten sensitiv für die vorliegende Mischung von Kontaminanten.

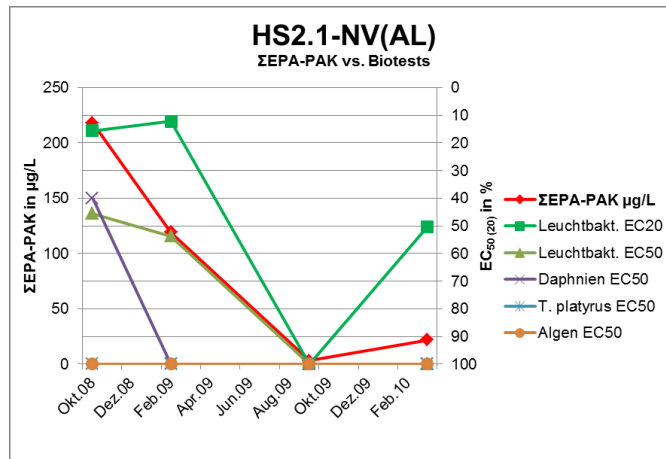


Abbildung 60: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA PAK vs. Biotests

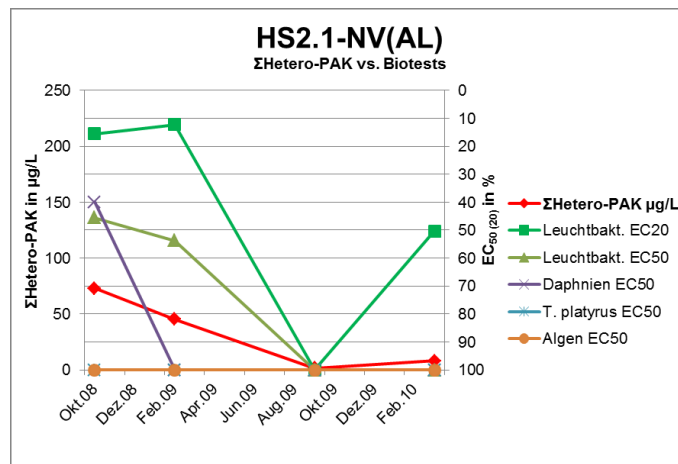


Abbildung 61: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

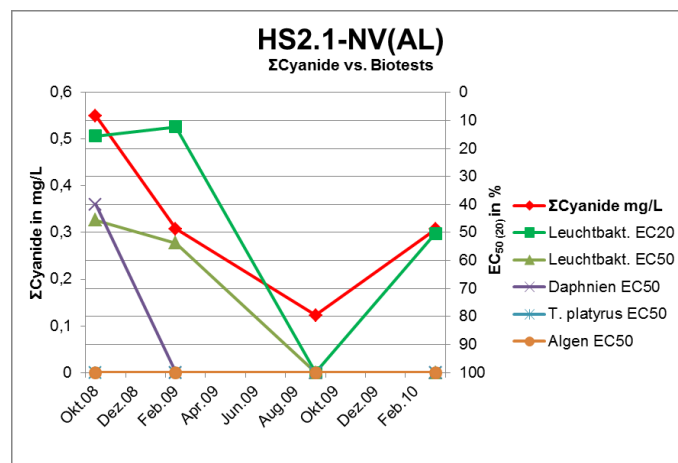


Abbildung 62: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

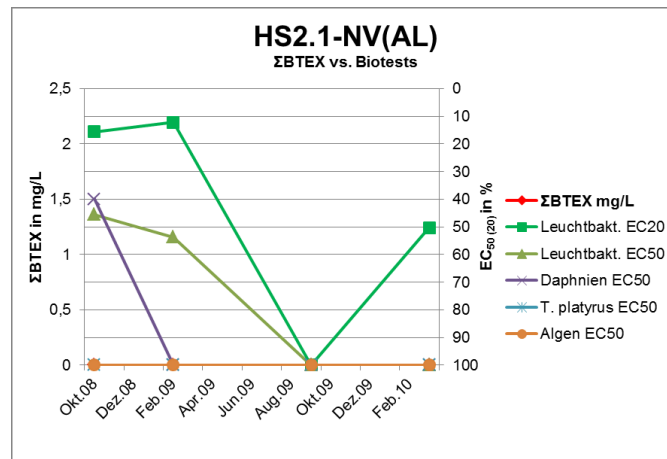


Abbildung 63: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.5 Hotspot 2.1 (HS2.1): O₂-Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung 64 bis Abbildung 67 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 2.1 Materials in der O₂-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 64 werden die EC-Werte den ΣEPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 65 den ΣHetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 66 den ΣCyanid-Messwerten und in Abbildung 67 den ΣBTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Leuchtbakterien (*Vibrio fischeri*) und Daphnien zeigen bei der 1. Probenahme einen eindeutigen Effekt (≡ mit HS 2.1-NV(AL) 1. Probenahme). Es konnten bei diesen zwei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden. Ab der 2. Probenahme konnte nur noch mit *Vibrio fischeri* ein toxischer Effekt bestimmt werden (Leuchtbakterien EC₂₀ = 13,54% und EC₅₀ = 52,08% Probenkonz.) der bei der 3. Probenahme auch nur mehr durch den EC₂₀-Wert (EC₂₀ = 29,5% Probenkonz.) bestimmbar war.

Bei dieser Probenahmestelle kommt es wieder zu einer deutlichen Aufspaltung zwischen den Leuchtbakterien EC₂₀- und EC₅₀-Werten. Dadurch wird bestätigt, dass der EC₂₀-Wert der deutlich sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests ist. Während der EC₅₀-Wert nach absinken des ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK-Parameters deutlich größer wird (d.h. Toxizität wird erniedrigt) bleibt der EC₂₀-Wert auf einem niedrigen Niveau.

Auffällig ist, dass es bei dieser Probenahmestelle zu einem sehr starken Anstieg des analytischen Parameters ΣCyanide kommt, wodurch anscheinend die bisher wenig angesprochenen Spezies Algen und *T. platyrus* einen eindeutigen Effekt zeigen. Mit dem Algentest konnte bei der 4. Probenahme zum ersten Mal in dieser Versuchsreihe (HS 2.1) ein EC-Wert bestimmt werden. Zu betonen ist hierbei, dass es sich um einen sehr starken Anstieg der Toxizität für diese beiden Spezies handelt. Auffällig ist auch, dass der Algentest und der Test mit *T. platyrus*, beide einen ähnlich niedrigen EC-Wert ergeben (Algen EC₅₀ = 22,2% Probenkonz. und *T. platyrus* EC₅₀ = 20% Probenkonz.). Diese beiden Spezies, die bei den vorangegangenen Probenahmen wenig sensitiv auf die komplexe Mischung der

Kontaminanten reagiert haben, sprechen bei dieser Probenahmestelle HS2.1-O₂(AL) bei der 4. Probenahme (Februar 2010) sehr deutlich und ähnlich an (siehe Abbildung 66).

Interessant ist, dass der Daphnientest nur bei der 1. Probenahme einen Effekt zeigt (EC₅₀= 40% Probenkonz.), jedoch von dem späteren Anstieg des analytischen Parameters ΣCyanide unbeeinflusst bleibt.

Auch der EC₅₀-Wert aus dem Leuchtbakterientest bleibt unbeeinflusst von diesem Anstieg der ΣCyanid-Konzentration und spiegelt den Verlauf der Parameter ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK wieder.

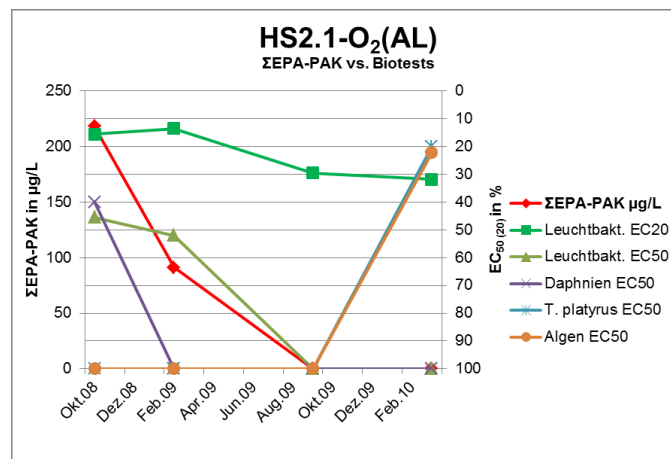


Abbildung 64: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests

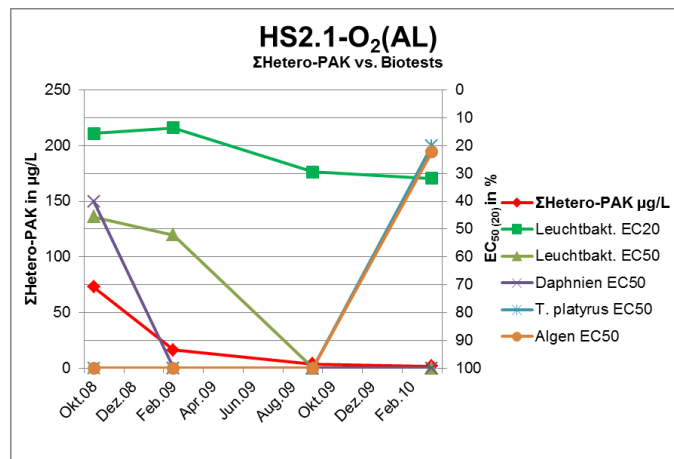


Abbildung 65: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

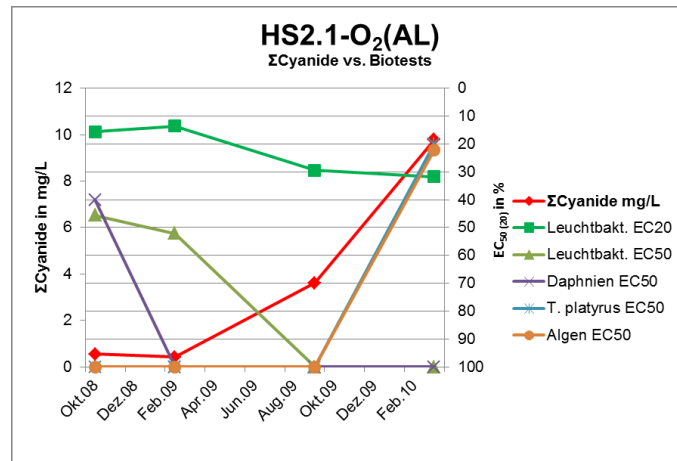


Abbildung 66: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

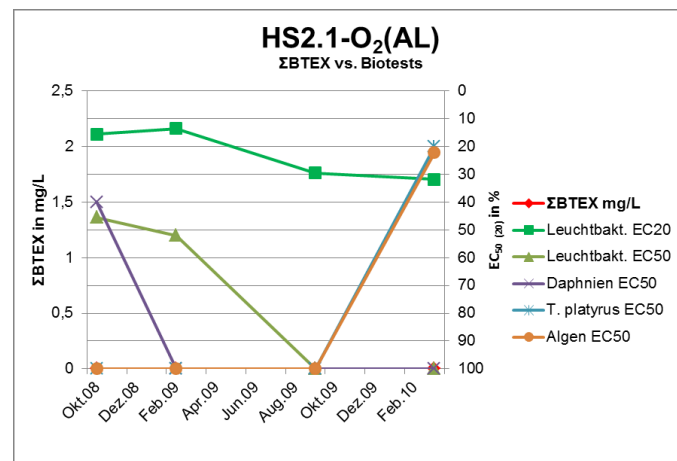


Abbildung 67: Hotspot 2.1: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.6 Hotspot 2.1 (HS2.1): NO₃⁻-Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In den nachfolgenden Abbildungen (siehe Abbildung 68 bis Abbildung 71) sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 2.1 Materials der NO₃⁻-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 68 werden die EC-Werte den ΣEPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 69 den ΣHetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 70 den ΣCyanide-Messwerten und in Abbildung 71 den ΣBTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Leuchtbakterien (*Vibrio fischeri*) und Daphnien zeigen bei der 1. Probenahme einen eindeutigen Effekt (≡ mit HS 2.1-NV(AL) 1. Probenahme). Ab der 2. Probenahme konnte nur noch mit den Leuchtbakterien ein toxischer Effekt bestimmt werden (EC₂₀ = 14,61% und EC₅₀ = 51,39% Probenkonz.), der bei der 3. Probenahme auch nur mehr durch den EC₂₀-Wert bestimmbar war (EC₂₀ = 43,84% Probenkonz.).

Bei dieser Probenahmestelle kommt es wieder zu einer deutlichen Aufspaltung zwischen den Leuchtbakterien EC_{20} - und EC_{50} -Werten. Dadurch wird erneut sichtbar, dass der EC_{20} -Wert der sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests ist. Bei der 4. Probenahme kommt es dann wieder zu einem leichten Anstieg der Toxizität, Leuchtbakterien und Daphnien zeigen einen eindeutigen Effekt (Leuchtbakterien EC_{20} = 21,44%, EC_{50} = 86,7% und Daphnien EC_{50} = 90,9% Probenkonz.).

Dieser Wiederanstieg der Toxizität spiegelt diesmal offensichtlich keinen Verlauf von einem der untersuchten analytischen Parameter wider. Es könnten nicht gemessene Schadstoffe oder neu entstandene Metaboliten einen Einfluss haben. Der Effekt auf die Testorganismen ist jedoch nur sehr schwach ausgeprägt. In der Gesamtbetrachtung dieser Probenahmestelle (HS2.1- NO_3^- (AL)) kommt es jedoch bei allen biologischen Testsystemen zu einer Erniedrigung der Anfangstoxizität (1. Probenahme Oktober 2008).

Mit dem Algentest und dem Test mit den *T. platyrus* konnte während der gesamten Versuchszeit bei dieser Probenahmestelle kein eindeutiger Effekt beobachtet werden. Für diese zwei Versuchsspezies konnten keine EC_{50} -Werte berechnet werden. Sie zeigten sich auch schon bei HS1 am wenigsten sensitiv für die vorliegenden untersuchten Kontaminanten.

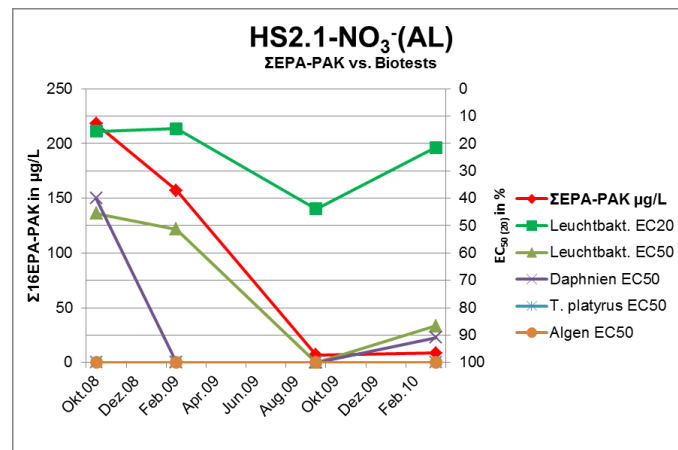


Abbildung 68: Hotspot 2.1: NO_3^- -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich Σ EPA-PAK vs. Biotests

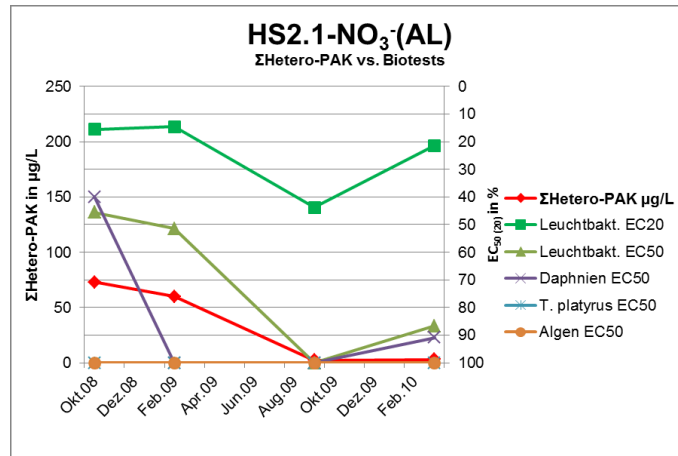


Abbildung 69: Hotspot 2.1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

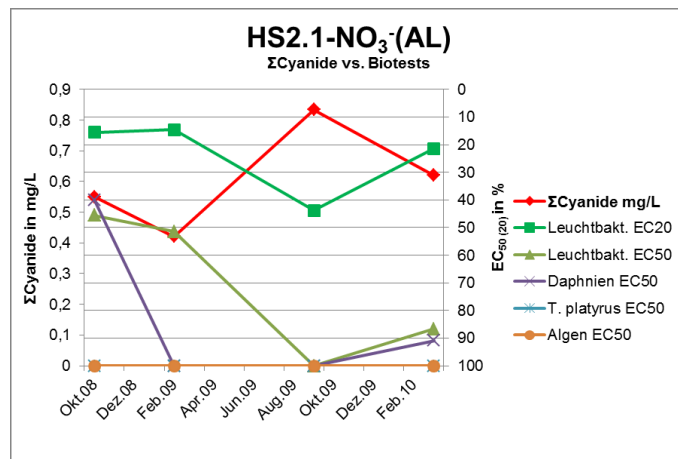


Abbildung 70: Hotspot 2.1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

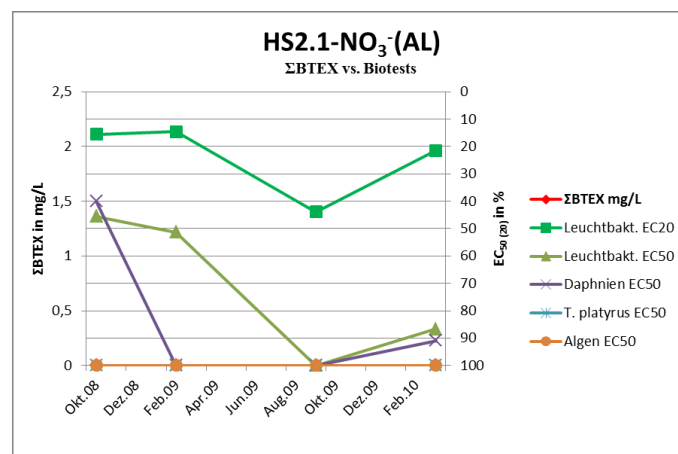


Abbildung 71: Hotspot 2.1: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.7 Hotspot 2.2 (HS2.2): Nullvariante (NV), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung Abbildung 72 bis Abbildung 75 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 2.2 Materials der NV-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 72 werden die EC-Werte den Σ EPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 73 den Σ Hetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 74 den Σ Cyanid-Messwerten und in Abbildung 75 den Σ BTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Leuchtbakterien (*Vibrio fischeri*) und Daphnien zeigen bei der 1. Probenahme einen eindeutigen Effekt. Es konnten bei diesen zwei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden (Leuchtbakterien EC_{20} = 15,66%, EC_{50} = 51,92% und Daphnien EC_{50} = 40% Probenkonz.). Ab der 2. Probenahme konnte nur noch mit den Leuchtbakterien EC_{20} -Wert ein toxischer Effekt bestimmt werden (EC_{20} = 29,36% Probenkonz.).

Bei der 3. Probenahme an dieser Probenahmestelle konnte mit keinen der Testorganismen ein EC-Wert bestimmt werden, d.h. dass die toxischen Effekte auf die untersuchten Testorganismen sehr niedrig bis nicht nachweisbar waren.

Bei der Probe aus der 4. Probenahme konnte nur mehr mit dem sensitivsten Parameter, d.h. dem Leuchtbakterien EC_{20} -Wert, ein geringer toxischer Effekt beobachtet werden (EC_{20} = 80,6% Probenkonz.). Dieser Wert wie sich auch schon bei den Untersuchungen des Abbauversuches mit dem Material von den Hotspots HS1 und HS2.1 herausgestellt hat, reagiert am empfindlichsten auf die vorliegenden komplexen Schadstoffgemische. Der sehr geringe toxische Effekt bei der 4. Probenahme spiegelt die geringen beobachteten Schadstoffkonzentrationen wider.

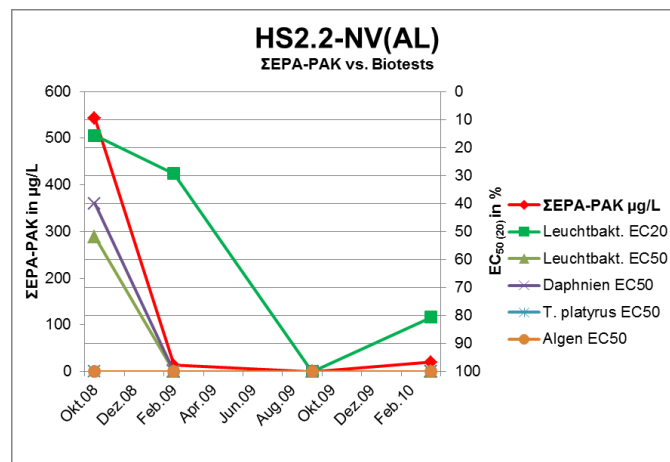


Abbildung 72: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich Σ EPA-PAK vs. Biotests

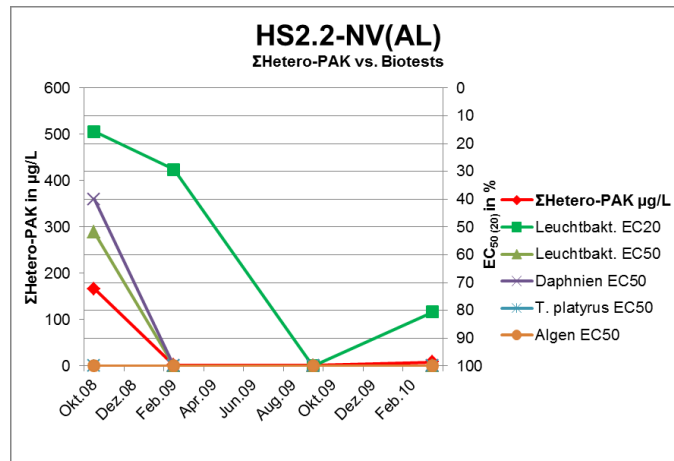


Abbildung 73: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

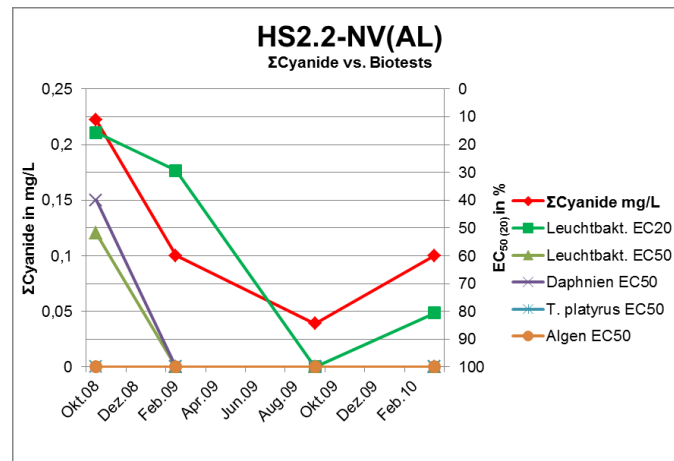


Abbildung 74: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

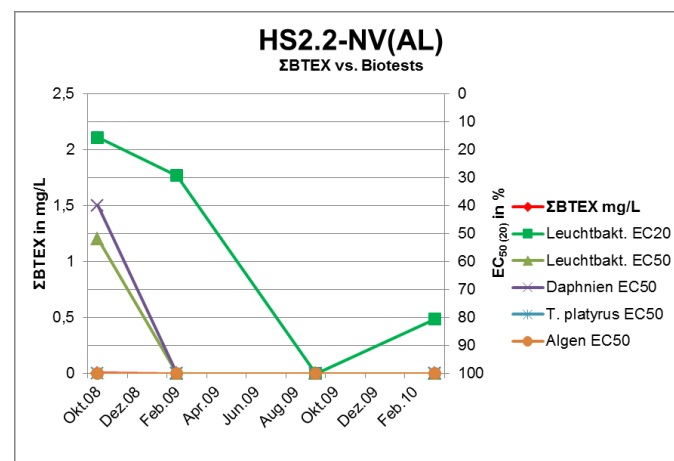


Abbildung 75: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.8 Hotspot 2.2 (HS2.2): O₂-Variante (aerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der nachfolgenden Abbildung Abbildung 76 bis Abbildung 79 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauversuche des Hotspot 2.2 Materials der O₂-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 76 werden die EC-Werte den Σ EPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 77 den Σ Hetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 78 den Σ Cyanide-Messwerten und in Abbildung 79 den Σ BTEX-Messwerten gegenübergestellt. Leuchtbakterien und Daphnien zeigen bei der 1.Probenahme einen eindeutigen Effekt. Es konnten bei diesen zwei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden (1.Probenahme \equiv mit HS2.2-NV(AL) 1.Probenahme). Ab der 2.Probenahme konnte nur noch mit den Leuchtbakterien ein toxischer Effekt bestimmt werden (Leuchtbakterien EC₂₀= 21,76% und EC₅₀= 88,58% Probenkonz.) der bei der 3.Probenahme (Oktober 2009) auch nur mehr durch den EC₂₀-Wert bestimmbar war (EC₂₀= 63,88% Probenkonz.).

Bei dieser Probenahmestelle kommt es wieder zu einer deutlichen Aufspaltung zwischen den Leuchtbakterientest EC₂₀- und EC₅₀-Werten. Dadurch wird nochmals bestätigt, dass der EC₂₀-Wert der deutlich sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests ist.

Auffällig ist, dass es bei dieser Probenahmestelle zu einem sehr starken Anstieg des analytischen Parameters Σ Cyanide kommt (siehe Abbildung 78), wodurch anscheinend die bisher wenig angesprochenen Algen einen eindeutigen Effekt zeigen. Mit dem Algentest konnte bei der 4.Probenahme (Februar 2010) zum ersten Mal in dieser Versuchsreihe (HS2.2-O₂(AL)) ein EC-Wert bestimmt werden (EC₅₀= 38,4% Probenkonz.), wobei es sich um einen sehr starken Anstieg der Toxizität für diese Spezies handelt. Interessant ist, dass der Daphnientest nur bei der 1.Probenahme einen Effekt zeigt (EC₅₀= 40% Probenkonz.), jedoch von dem späteren Anstieg des analytischen Parameters Σ Cyanide offensichtlich unbeeinflusst bleibt. Auch der EC₅₀-Wert aus dem Leuchtbakterientest bleibt unbeeinflusst von diesem Anstieg der Σ Cyanid-Konzentration und spiegelt im Wesentlichen den Verlauf der Parameter Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK wider.

Diese Probenahmestelle verhält sich in chemischer und toxikologischer Hinsicht sehr ähnlich wie die Probenahmestelle HS2.1-O₂(AL), nur dass diesmal der Testorganismus *T. platyrus* keinen Effekt zeigte.

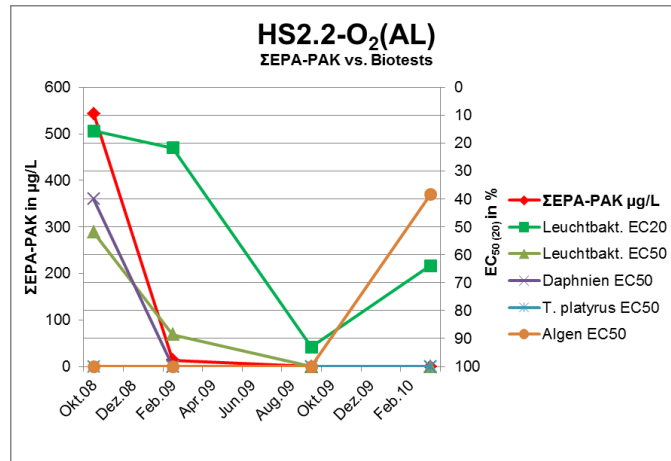


Abbildung 76: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA PAK vs. Biotests

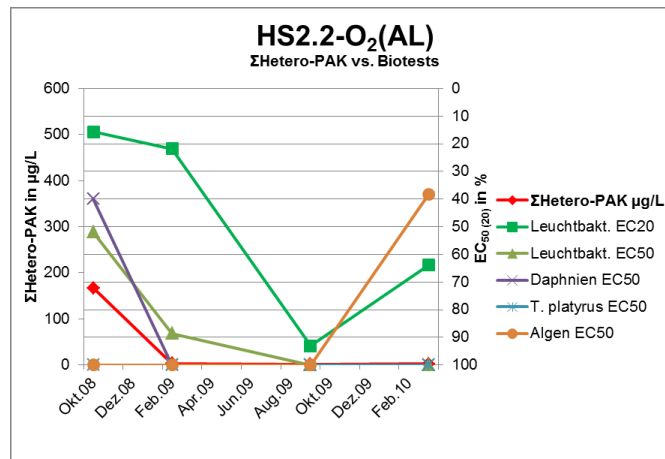


Abbildung 77: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

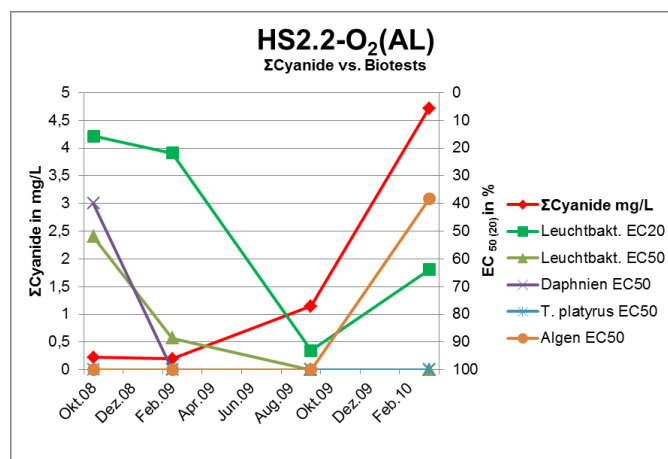


Abbildung 78: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

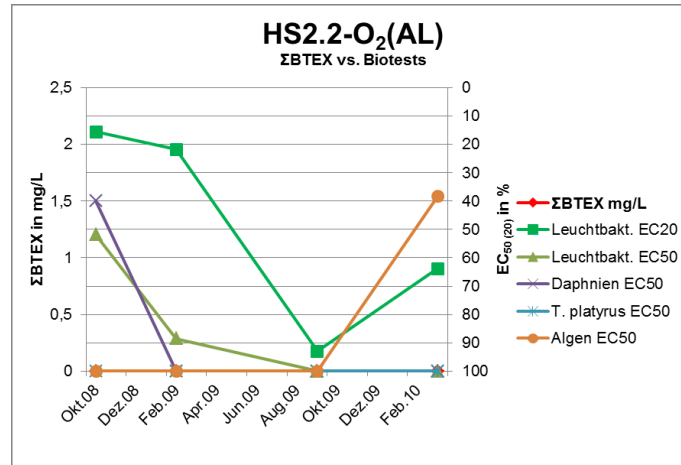


Abbildung 79: Hotspot 2.2: O₂-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.9 Hotspot 2.2 (HS2.2): NO₃⁻-Variante (anaerob), Probenahmestelle Ablauf (AL)

In der Abbildung 80 bis Abbildung 83 sind die EC-Werte der Toxizitätsuntersuchungen der Abbauersuche des Hotspot 2.2 Materials der NO₃⁻-Variante von der Probenahmestelle Ablauf dargestellt. In Abbildung 80 werden die EC-Werte den ΣEPA-PAK-Messwerten, in Abbildung 81 den ΣHetero-PAK-Messwerten, in Abbildung 82 den ΣCyanide-Messwerten und in Abbildung 83 den ΣBTEX-Messwerten gegenübergestellt.

Mit dem Leuchtbakterien- und dem Daphnientest konnte bei der 1. Probenahme ein EC-Wert bestimmt werden (1. Probenahme ≡ mit HS2.2-NV(AL) 1. Probenahme). Es konnte bei diesen zwei Testsystemen ein EC-Wert berechnet werden. Bei der zweiten Probenahme konnte nur noch mit dem EC₂₀-Wert des Leuchtbakterientests ein toxischer Effekt bestimmt werden (EC₂₀ = 22,38% Probenkonz.), ab der 3. Probenahme konnten dann wieder beide EC-Werte für den Leuchtbakterientest berechnet werden (Leuchtbakterien EC₂₀ = 24,77% und EC₅₀ = 87,5% Probenkonz.). Bei dieser Probenahmestelle kommt es wieder zu einer deutlichen Aufspaltung zwischen den EC₂₀- und EC₅₀-Werten des Leuchtbakterientests. Erneut wird sichtbar, dass wie bereits festgestellt der EC₂₀-Wert der deutlich sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests ist.

Auffällig ist, dass es bei dieser Probenahmestelle zu einem starken Anstieg des analytischen Parameters ΣCyanide kam gleichzeitig jedoch keine toxikologischen Effekte bei den Algen bestimmt werden konnten. Der Anstieg des ΣCyanid-Wertes war zwar deutlich, jedoch um einiges schwächer als zuvor bei den Probenahmestellen HS1-O₂(AL) und HS2.1-O₂(AL) wo bei den Algen ein Effekt beobachtet werden konnte. Es könnte sein, dass hier ein ΣCyanid-Schwellenwert für die Algen existiert. Diese Probenahmestelle verhält sich in chemischer und toxikologischer Hinsicht sehr ähnlich wie die Probenahmestelle HS2.1-O₂(AL) und HS2.2-O₂(AL) nur dass diesmal der Testorganismus T. platyrus und der Algentest keinen Effekt zeigten.

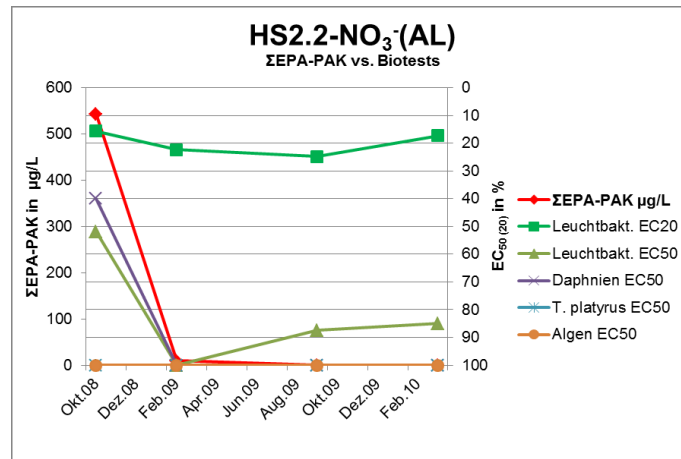


Abbildung 80: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests

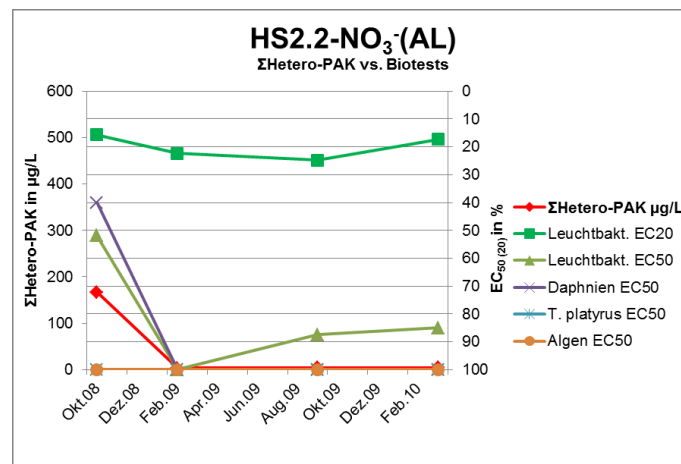


Abbildung 81: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests

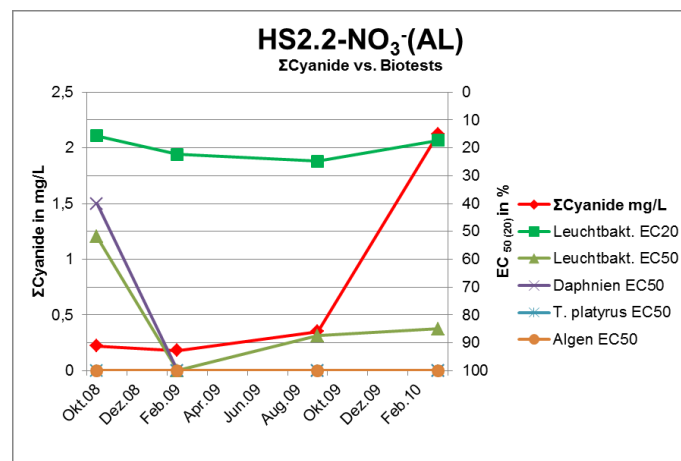


Abbildung 82: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests

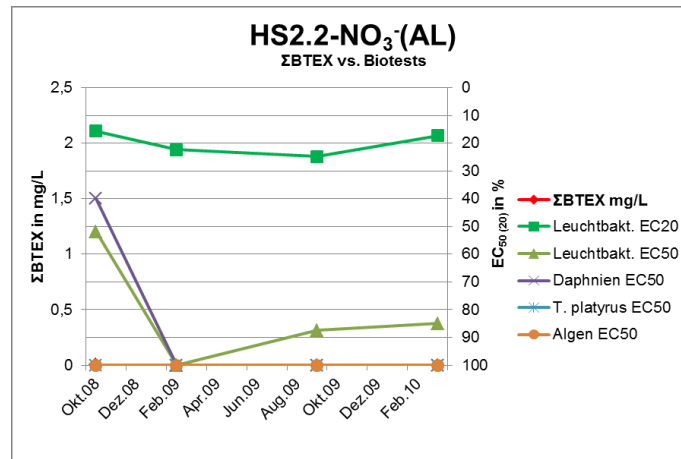


Abbildung 83: Hotspot 2.2: NO₃⁻-Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests

4.2.4.10 Auswertung der Korrelationen von den analytischen Parametern mit den Ergebnissen der Biotests

In den nachfolgenden Abbildungen (siehe Abbildung 84 bis Abbildung 89) wurden die Analysenwerte der Summenparameter gegen die EC-Werte der Biotests aufgetragen. Um eine Abschätzung für die Korrelation dieser beiden Parameter zu machen wurde eine Trendlinie nach einer Potenzfunktion eingezeichnet, als Bestimmtheitsmaß wurde R² im Diagramm dargestellt. In allen Abbildungen sind nur Absolutwerte eingezeichnet, da nur diese bei der Berechnung der Trendlinie berücksichtigt werden, zusätzlich wird dadurch die Grafik übersichtlicher. Die Fehlergrenzen der einzelnen Messgrößen können dem Anhang 7: Ergebnisse Toxizitätsuntersuchungen im Rahmen des Projektes FAMOS entnommen werden. Die hier abgebildeten Ergebnisse werden im Kapitel 5.2.2.1 zusammengefasst und diskutiert.

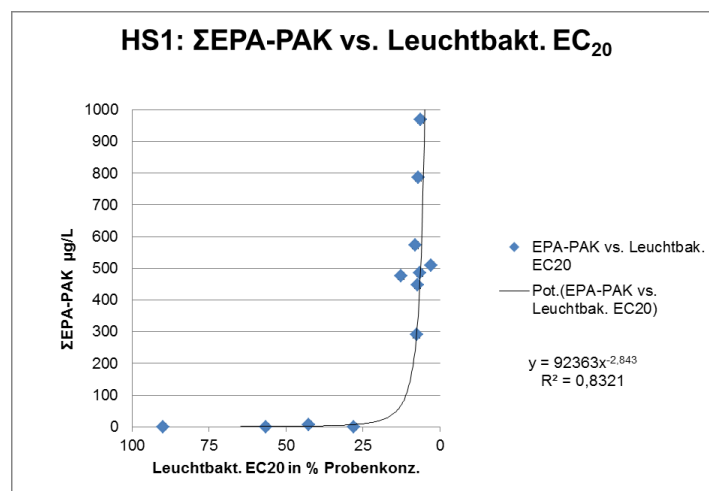


Abbildung 84: Korrelation der ΣEPA-PAK-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC₂₀-Werten von HS1

In Abbildung 84 wurden die Σ EPA-PAK-Werte gegen die Leuchtbakterien EC_{20} -Werte von allen HS1 Säulenversuchen aufgetragen. Um ein Maß für die Korrelation dieser beiden Parameter herzustellen wurde eine Trendlinie nach einer Potenzfunktion eingezeichnet. Als Bestimmtheitsmaß wurde R^2 im Diagramm dargestellt, es beträgt 0,83 und weist auf eine gute Korrelation dieser beiden Parameter hin. D. h. durch die mit dem Leuchtbakterientest ermittelten EC_{20} -Werte kann der Konzentrationsverlauf der Σ EPA-PAK-Messwerte bei den Bioreaktor-Abbauversuchen von HS1 gut nachempfunden werden.

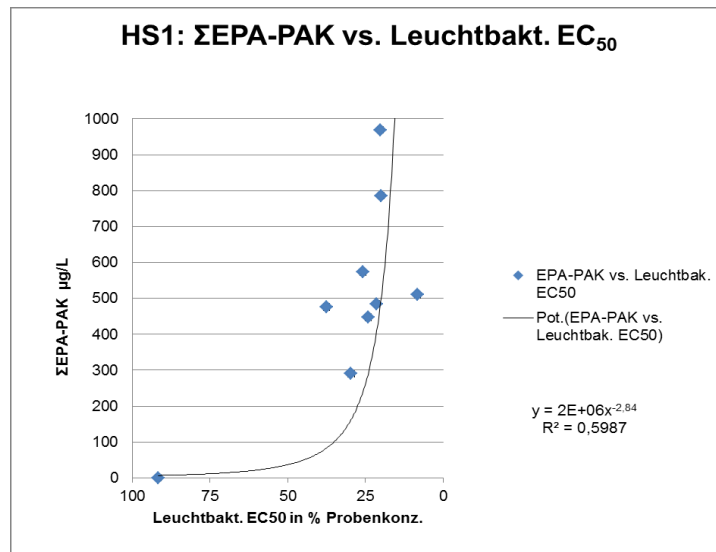


Abbildung 85: Korrelation der Σ EPA-PAK-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC_{50} -Werten von HS1

In Abbildung 85 wurden Σ EPA-PAK-Werte gegen die Leuchtbakterien EC_{50} -Werte von allen HS1 Säulenversuchen aufgetragen. Als Bestimmtheitsmaß wurde R^2 im Diagramm dargestellt, es beträgt 0,59 und weist auf eine Korrelation dieser beiden Parameter hin. D. h. durch die mit dem Leuchtbakterientest ermittelten EC-Werte kann der Konzentrationsverlauf der Σ EPA-PAK nachempfunden werden. Der Leuchtbakterien EC_{20} -Wert korreliert besser mit dem Konzentrationsverlauf der Σ EPA-PAK bei den HS1 Abbauversuchen.

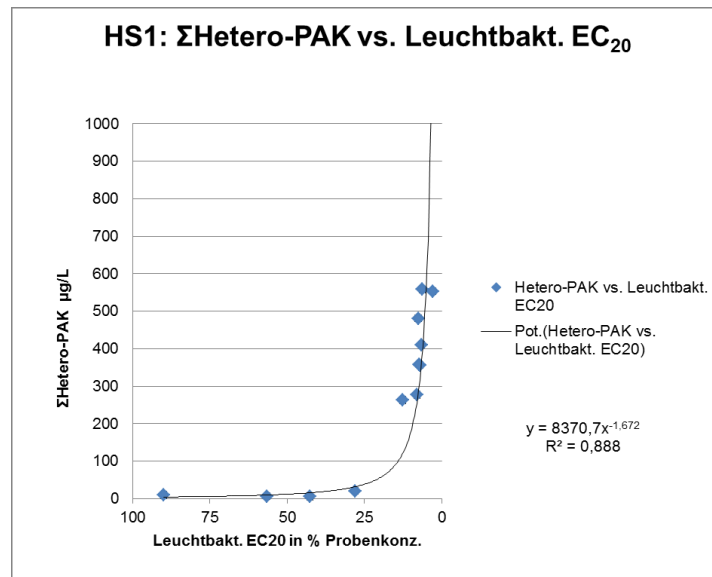


Abbildung 86: Korrelation der ΣHetero-PAK-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC₂₀-Werten von HS1

In Abbildung 86 wurden ΣHetero-PAK-Werte gegen die Leuchtbakterien EC₂₀-Werte aufgetragen. Das Bestimmtheitsmaß R² beträgt 0,88 und weist auf eine gute Korrelation dieser beiden Parameter hin. D. h. durch die mit dem Leuchtbakterientest ermittelten EC₂₀-Werte kann der Konzentrationsverlauf der ΣEPA-PAK bei den HS1 Abbauversuchen gut nachempfunden werden. Der Leuchtbakterien EC₂₀-Wert korreliert am besten mit dem Konzentrationsverlauf der ΣHetero-PAK bei den Abbauversuchen von HS1.

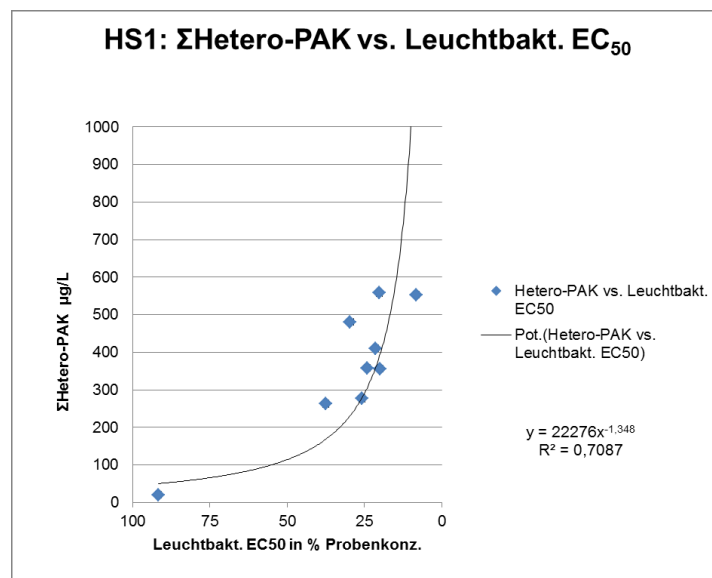


Abbildung 87: Korrelation der ΣHetero-PAK-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC₅₀-Werten von HS1

In Abbildung 87 wurden Σ Hetero-PAK-Werte gegen die Leuchtbakterien EC_{50} -Werte eingetragen. Als Bestimmtheitsmaß wurde R^2 im Diagramm dargestellt, es beträgt 0,71 und weist auf eine gute Korrelation dieser beiden Parameter hin. D. h. durch die mit dem Leuchtbakterientest ermittelten EC_{50} -Werte kann der Konzentrationsverlauf der Σ Hetero-PAK gut nachempfunden werden. Der Leuchtbakterien EC_{50} -Wert korreliert noch besser mit dem Konzentrationsverlauf der Σ Hetero-PAK als mit dem Konzentrationsverlauf der Σ EPA-PAK.

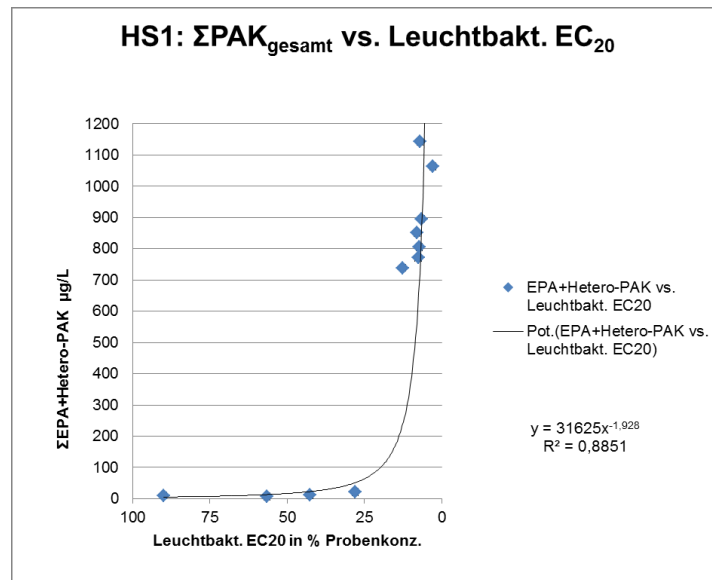


Abbildung 88: Korrelation der Σ PAK_{gesamt}-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC_{20} -Werten von HS1.

In Abbildung 88 wurden Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Werte zusammengefasst (Σ PAK_{gesamt}) und gegen die Leuchtbakterien EC_{20} -Werte aufgetragen. R^2 beträgt 0,88 und weist auf eine gute Korrelation dieser beiden Parameter hin. D. h. durch die mit dem Leuchtbakterientest ermittelten EC_{20} -Werte kann der Konzentrationsverlauf der Σ PAK_{gesamt} gut nachempfunden werden. Mit ansteigender Konzentration der Σ PAK_{gesamt} wird ein abfallen des EC_{20} -wertes (Steigerung der Toxizität) beobachtet.

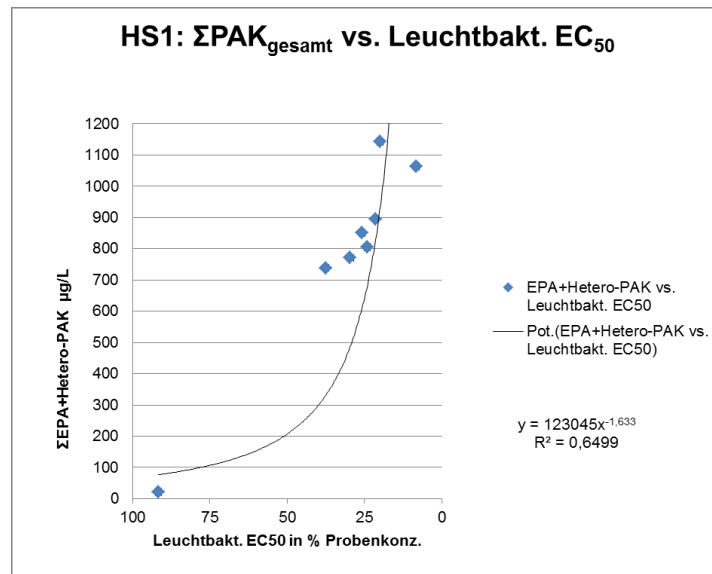


Abbildung 89: Korrelation der $\Sigma\text{PAK}_{\text{gesamt}}$ -Messwerte mit den Leuchtbakterien EC_{50} -Werten von HS1

In Abbildung 89 wurden $\Sigma\text{EPA-PAK}$ und $\Sigma\text{Hetero-PAK}$ Werte zusammengefasst ($\Sigma\text{PAK}_{\text{gesamt}}$) und gegen die Leuchtbakterien EC_{50} -Werte aufgetragen. R^2 beträgt 0,65 und weist auf eine Korrelation dieser beiden Parameter hin. D. h. durch die mit dem Leuchtbakterientest ermittelten EC_{50} -Werte kann der Konzentrationsverlauf der $\Sigma\text{PAK}_{\text{gesamt}}$ gut nachempfunden werden. Der Leuchtbakterien EC_{50} -Wert korreliert etwas schlechter als der Leuchtbakterien EC_{20} -Wert mit den $\Sigma\text{PAK}_{\text{gesamt}}$ -Werten.

4.2.4.11 Ames-Test

Die Untersuchungen der Proben HS1, HS2.1 und HS2.2 mit dem Ames-Test sind in einem Bericht der Austrian Research Centers GmbH vom März 2009 zusammengefasst [109], dieser liegt beim Verfasser auf.

Nachfolgend erfolgt eine kurze Auflistung der Ergebnisse daraus:

Probe HS1 (vom 27.10.08) ist nicht mutagen im Ames-Test mit den Stämmen *Salmonella typhimurium* TA98 und TA100, getestet mit und ohne metabolische Aktivierung bis zu einer Konzentration von 100 µL/Platte.

Probe HS2.1 (vom 23.10.08) ist mutagen im Ames-Test mit den Stämmen *Salmonella typhimurium* TA98 und TA100, getestet mit und ohne metabolische Aktivierung bis zu einer Konzentration von 100 µL/Platte.

Probe HS2.2 (vom 22.10.08) ist mutagen im Ames-Test mit den Stämmen *Salmonella typhimurium* TA98 und TA100, getestet mit und ohne metabolische Aktivierung bis zu einer Konzentration von 100 µL/Platte.

Ursprünglich war geplant die Untersuchungen mit dem Ames-Test am Ende des Bioreaktor-Abbauversuches zu wiederholen um eine abschließende Bewertung durchführen zu können. Auf diese Wiederholung wurde jedoch aufgrund der wieder angestiegenen Konzentrationen verzichtet. Auffällig ist, dass die Probe HS1 im Ames-Test nicht mutagen bewertet wurde, obwohl sie sehr hohe Konzentrationen an der ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK aufweist. Die Proben HS2.1 und HS2.2 waren im Ames-Test erwartungsgemäß mutagen. Auch durch dieses Ergebnis werden die Grenzen einer rein analytischen Betrachtung von Altlastenproben sichtbar.

5 Zusammenfassung der Ergebnisse und Interpretation

5.1 Altlastenerkundung mit Ist-Zustand Bestimmung

5.1.1 Interpretation der Analyseergebnisse und der grafischen Modellierung für die Hauptkontaminanten

Grafisch ausgewertet wurden die räumliche Verteilung der Konzentrationen der Σ EPA-PAK, der Σ PAK nach ÖNORM S2088-1 (= Σ EPA-PAK ohne Naphthalin) und die Summe der bestimmten 16 Hetero-PAK (siehe Abbildung 10 bis Abbildung 12 und Anhang 1). Zum Vergleich wurde die grafische Modellierung der Analyseergebnisse der Σ EPA-PAK von historischen Daten im gleichen Maßstab abgebildet (siehe Abbildung 14). Bei den historischen Daten zur räumlichen Verteilung der Σ EPA-PAK handelt es sich um keine einheitliche Probenahme, für diese grafische Modellierung wurden Daten aus verschiedenen vorangegangenen Probenahmen der letzten 5 - 10 Jahre herangezogen. Diese Darstellung ist daher nur eine grobe Abschätzung eines früheren Zustandes. Vergleicht man die Σ EPA-PAK-Verteilung historischer Daten mit den Analysendaten aus der durchgeführten Grundwasseruntersuchung (Ende 2008) so kann man erkennen, dass die Auswaschung der Schadstoffe weiter fortgeschritten ist (siehe Abbildung 10 und Abbildung 14). Eine exakte Aussage über die räumliche Veränderung der Schadstofffahne ist jedoch aufgrund der über einen längeren Zeitraum zusammengetragenen und nicht vollständig vorhandenen historischen Daten schwierig möglich.

Die Hauptbestandteile der Σ EPA-PAK sind: Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren. Auffallend ist, dass das Verhältnis der Hauptbestandteile stark zueinander variiert, gelegentlich findet sich auch nur einer der genannten Hauptbestandteile als dominanter Parameter.

Der grafischen Modellierung der räumlichen Verteilung von Σ PAK nach ÖNORM S2088-1 (Abbildung 12), Σ EPA-PAK (Abbildung 10) und Σ EPA-PAK von historischen Daten (Abbildung 14), kann man deutlich zwei Kontaminationsherde entnehmen. Es handelt sich dabei einerseits um das Kontaminationszentrum im Bereich der ehemaligen Leichtölanlage (HS1), das auffällig hohe Naphthalinkonzentrationen aufweist (vergleiche Abbildung 10 und Abbildung 12) und andererseits um den Bereich der Teerzisterne wobei auffällig ist, dass die Verunreinigungen an PAK nicht im gesamten Bereich der Teerzisterne auftreten, sondern schwerpunktmäßig nur einen Abschnitt betreffen. Gut erkennbar ist, dass es aufgrund der räumlichen Nähe der beiden Kontaminationsherde zueinander und der vom Wasserstand des Donaukanals beeinflussten schwankenden Grundwasserströmungsrichtung zur Ausbildung einer gemeinsamen (vermischten) Schadstofffahne dieser zwei Hotspots kommt. Interpretationen über Veränderungen entlang der Schadstofffahne werden durch diese Vermischung erschwert, da sich beide Hotspots in ihrer chemischen und prozentualen Zusammensetzung der Kontaminanten unterscheiden.

Obwohl im Bereich der ehemaligen Leichtölanlage die Konzentrationen des Σ BTEX- und des Σ EPA-PAK-Parameters in derselben Größenordnung liegen, ist die Konzentration des Σ BTEX-Wertes im Grundwasserabstrom wesentlich geringer (siehe Abbildung 13).

Eine mögliche Erklärung dafür ist die bessere Abbaubarkeit der BTEX, da es sich bei diesen Verbindungen um aromatische Einringsysteme handelt, die leichter mikrobiologisch angegriffen werden können als die PAK [8].

Als Hauptkomponenten der vom Verfasser zusammengestellten Σ Hetero-PAK sind Benzofuran, Benzo(b)thiophen, 4-Methyldibenzofuran und Dibenzofuran zu erwähnen. Ähnlich wie bei der Σ EPA-PAK variiert das Verhältnis der Hauptbestandteile zueinander stark und es kann ebenfalls deutlich zwischen den beiden Kontaminationszentren unterschieden werden. Beim Hotspot 1 (Bereich der ehemalige Leichtölanlage) wurden mehr als 10-mal so hohe Σ Hetero-PAK-Werte gemessen (Σ Hetero-PAK = 843 $\mu\text{g/L}$ bei der Probenahmestelle KB35; siehe Abbildung 9 und Anhang 1: Ist-Zustand Bestimmung – Analyseergebnisse) als bei dem Hotspot im Bereich der Teerzisterne (Hotspot 2, Σ Hetero-PAK = 70 $\mu\text{g/L}$ bei der Probenahmestelle EBR7). Auffallend ist, dass das Verhältnis der Σ EPA-PAK: Σ Hetero-PAK bei beiden Hotspots ca. 4:1 bis 10:1 beträgt (z.B. 4:1 bei Probenahmestelle KB35, 6:1 bei Probenahmestelle EBR7), im Abstrom steigt das Verhältnis auf 40:1 und deutlich darüber (z.B. 40:1 bei Probenahmestelle 11.13/22 und 78:1 bei Probenahmestelle 11.13/33), am Betrachtungsende der Schadstofffahne fällt es jedoch wieder auf unter 30:1 (z.B. 29:1 bei Probenahmestelle 11.13/20 und 24:1 bei Probenahmestelle 11.13/31). Diese Schwankung des Verhältnisses Σ EPA-PAK: Σ Hetero-PAK kann durch eine Überlagerung von zwei Effekten erklärt werden:

- 1) Das Ansteigen des Verhältnisses Σ EPA-PAK: Σ Hetero-PAK (schnellere Abnahme der Σ Hetero-PAK-Konzentration) im Anfangsbereich der Schadstofffahne kann auf die starke Abnahme mancher Hauptkomponenten der Σ Hetero-PAK (z.B. Benzofuran) zurückgeführt werden. Dies wurde auch bei Studien von Sagner 2008 [15] beobachtet und kann durch eine bessere mikrobiologische Metabolisierung erklärt werden.
- 2) Das wieder Absinken des Verhältnisses entlang des weiteren Schadstofffahnenverlaufes kann durch die bessere Wasserlöslichkeit der Hetero-PAK erklärt werden, die sich häufig in längeren Abstromfahnen an belasteten Standorten im Vergleich zu den immobileren EPA-PAK und den besser abbaubaren BTEX zeigen [10].

Aussagen über den Konzentrationsbereich außerhalb der begrenzenden Messpunkte sind nicht oder nur bedingt möglich. Um die gesamte Ausbreitungsfahne darstellen zu können, müssten im Bereich östlich der Pegelreihe 11.13/20, 11.13/31 11.13/6 (siehe Anhang 3: Pegel- und Brunnen-Plan vom Gaswerk Simmering) zusätzliche Pegel in das Messprogramm aufgenommen werden. Erst im Anschluss an dieses erweiterte Messprogramm könnten jene Grundwassergrenzen gezogen werden wo unbedenkliche Grenzwerte erreicht werden bzw. die merklichen Auswirkungen der Altlast Gaswerk Simmering enden.

5.1.2 Interpretation der Analyseergebnisse ausgewählter Einzelparameter zur Abschätzung des mikrobiologischen Potentials

Bei den ausgewählten Einzelparametern (Nitrat, Sulfat, Redoxpotential) die grafisch für die Abschätzung der mikrobiologischen Aktivität bzw. des mikrobiologischen Potentials modelliert wurden, handelt es sich um einfache Indikatorparameter für mikrobiologische Abbauprozesse.

Mikrobiologische Abbauprozesse (siehe auch Einleitung Kapitel 1.8.1 Nachweis des natürlichen Abbaus) können schematisch in aerobe und anaerobe Prozesse eingeteilt werden [101], [9], [15]. Die grafische Modellierung des Redoxpotentials gibt dabei Aufschluss über den oxidativen Zustand des Grundwassers und ist somit ein Indikator für die Sauerstoffverfügbarkeit [65], [8]. Wenn kein freier Sauerstoff mehr vorhanden ist (z.B. von aeroben mikrobiologischen Abbauprozessen verbraucht) dann kippt das Redoxpotential ins Negative.

Von der gemessenen Größe dieser Parameter können nur in erster Näherung direkte Rückschlüsse auf die mikrobiologischen Abbaupvorgänge gezogen werden [10], jedoch hat diese Methode den Vorteil, dass mit relativ einfachen und günstigen Messungen eine schnelle Abschätzung über den oxidativen und mikrobiologischen Zustand bzw. das mikrobiologische Potential des untersuchten Ortes gemacht werden kann.

Die grafische Modellierung des Parameters Nitrat (Abbildung 16) lässt Rückschlüsse auf eventuell stattgefundene Nitratatmung, durch nitratreduzierende Bakterien, zu. Die Auswertung des Parameters Sulfat (Abbildung 15) führt zur Abschätzung der eventuell stattgefundenen Sulfatatmung durch sulfatreduzierende Bakterien. In beiden Fällen gibt eine verminderte Umgebungskonzentration dieser Parameter einen Hinweis auf stattgefundene anaerobe mikrobiologische Aktivität (Abbauprozesse). Aus Abbildung 16 und Abbildung 17 geht eine gute Übereinstimmung von der Nitratverteilung und dem Redoxpotential hervor.

Mit allen drei o.a. Messungen werden die Hotspots der Altlast deutlich sichtbar, was die gute Anwendbarkeit dieser Methode zusätzlich bestätigt. Aus den dargestellten grafischen Modellierungen (Abbildung 15 bis Abbildung 17) ist gut erkennbar, dass der frei zur Verfügung stehende Sauerstoff im Hotspot-Bereich und entlang der Fahne eindeutig schon veratmet wurde und auch die Nitrat- und Sulfatzehrung schon in einem fortgeschrittenen Stadium sind. Anaerobe Prozesse könnten durch geeignete Zudosierung von NO_3^- und SO_4^{2-} wieder verstärkt aktiviert werden [10], [65], [8], was für die Möglichkeit einer angedachten in-situ Sanierung spricht. Vorangegangene Studien von Musser 2001 [8] werden durch diese Resultate bestätigt, das Grundwasser am Standort Gaswerk Simmering weist demnach ein hohes Potential für eine biologische Behandlung auf. Der limitierende Faktor für einen selbstreinigenden biologischen Schadstoffabbau ist eindeutig der Elektronenakzeptor, den die Bakterien für Elektronentransferprozesse benötigen [8].

5.1.3 Interpretation der Ergebnisse der Leuchtbakterientests

Wie aus der Untersuchung ersichtlich ist, eignet sich der Leuchtbakterientest für diese Art von Kontaminationen, wie sie am Gaswerksgelände auftreten offensichtlich sehr gut. Dies wird auch von Studien von Sagner 2008 [15] bestätigt. Die Ergebnisse des Leuchtbakterientests stimmen recht gut mit der Verteilung der Σ EPA-PAK bzw. Σ Hetero-PAK im Grundwasser des Gaswerksgeländes überein (siehe dazu Abbildung 18 bis Abbildung 20), mit abnehmender Konzentration der beobachteten Kontaminanten wurde auch eine Abnahme der Leuchthemmung (Erniedrigung der Toxizität) gemessen.

Die höchsten Hemmungen (niedrigsten EC-Werte) treten bei den Proben der Pegel 11.13/17 (EC_{50} = 4,17% Probenkonz.), EBR4 (EC_{50} = 4,60% Probenkonz.) und EBR8 (EC_{50} = 7,32% Probenkonz.) auf. In der Umgebung der Pegel 11.13/17 und EBR4 ist auch einer der Kontaminationsherde der PAK bzw. Hetero-PAK (siehe Analysendaten der Pegel 11.13/17 und EBR4 im Anhang 2 und Abbildung 10 und Abbildung 12). Dieser Hotspot betrifft den ehemaligen Standort der Leichtölanlage nord-nordöstlich der Teerzisterne, wobei dort auffällig hohe Naphthalinkonzentrationen vorliegen.

Das zweite Kontaminationszentrum (Hotspot 2) betrifft den Bereich der Teerzisterne, auch dieses wird mit dem Leuchtbakterientest durch das Auftreten einer starken Leuchthemmung bestätigt (siehe Ergebnis des Pegels EBR8 im Anhang 1 u. 2).

Sehr niedrige bzw. nicht mehr auswertbare Hemmungen (Anm.: Hemmungen <10% sind nach ISO Norm 111348 nicht mehr auswertbar) gibt es unter anderem bei den Proben: Gaswerk Kernzone B4, Gaswerk 3 (Grundwasserzustrom) und bei den Proben der Pegeln 11.13/25, 11.13/30, 11.13/24, 11.13/26, E4, 11.13/31, Dietzel 1, 11.13/6 (entspricht Linie 4 und 5 der Grundwasserbeprobung, siehe Kapitel 4.1.1.1)

Nur bei den Pegeln 11.13/29, 11.13/33, 11.13/22, 11.13/34, 11.13/23, 11.13/20 die sich ebenfalls im Grundwasserabstrombereich außerhalb des Gaswerksgeländes befinden, konnte mit dem Leuchtbakterientest eine Hemmung bestimmt werden, auch hier stimmt das Ergebnis gut mit der Verteilung der Kontaminanten im Grundwasser überein (siehe Abbildung 18).

Durch die ergänzenden Leuchtbakterientests wurde zusätzlich zur chemischen Analytik auch ein ökotoxikologischer Parameter zur Bestimmung des Ist-Zustandes im Rahmen der Altlastenerkundung verwendet. Dieser Parameter kann auch für die Betrachtung eines zukünftigen Sanierungserfolges herangezogen werden. Der Leuchtbakterientest bietet sich für ein erstes Screening bei der Untersuchung von kontaminierten Grundwässern an, die auch flüchtige Substanzen beinhalten können [15].

Eine Erweiterung der ökotoxikologischen Untersuchungen unter Heranziehung unterschiedlicher Testorganismen ist zur exakten Festlegung eines Ist-Zustandes sinnvoll, da eine toxikologische Bewertung aufgrund der unterschiedlichen Empfindlichkeiten von Organismen mittels eines Biotest nur sehr beschränkt möglich ist [16].

5.1.4 Zusammenfassende Bewertung der Ist-Zustand Bestimmung

Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren und Phenanthren sind die Hauptkomponenten der Σ EPA-PAK. Das Verhältnis der Hauptbestandteile zueinander variiert stark, gelegentlich findet sich auch nur einer der genannten Hauptbestandteile als dominanter Parameter.

Die Hauptkomponenten der extra ausgewählten 16 Hetero-PAK, die erstmals großflächig auf diesem Standort gemessen wurden und in erheblichen Mengen nachweisbar waren, sind: Benzofuran, Benzo(b)thiophen, 4-Methyldibenzofuran und Dibenzofuran.

Aufgrund der grafischen Modellierungen zur Schadstoffverteilung der Σ PAK nach ÖNORM S2088-1 und der Σ EPA-PAK lassen sich deutlich zwei Kontaminationsherde identifizieren (siehe Abbildung 10 und Abbildung 12). Es handelt sich dabei um das Kontaminationszentrum im Bereich der ehemaligen Leichtölanlage (Hotspot 1) an dem auffällig hohe Naphthalinkonzentrationen aufgefunden wurden (vergleiche Abbildung 10 und Abbildung 12). Der zweite Kontaminationsherd (Hotspot 2) betrifft den Bereich der Teerzisterne, wobei die PAK-Kontaminationen schwerpunktmäßig nur einen Abschnitt der Teerzisterne betreffen, dies ist wahrscheinlich ein Hinweis auf Kriegseinwirkung (Bombenschäden) in diesem Bereich.

Im Bereich der ehemaligen Leichtölanlage liegen die Konzentrationen von der Σ BTEX und der Σ EPA-PAK in derselben Größenordnung, interessanterweise ist jedoch die Konzentration von Σ BTEX im Grundwasserabstrom wesentlich geringer (siehe Abbildung 13). Dies wird auch von vorangegangenen Studien von Musser 2001 [8] bestätigt, es wird vermutet, dass mikrobiologische Abbauprozesse dafür verantwortlich sind.

Ein Vergleich von historischen (2001 – 2006) mit neuen (2008, durchgeführte Grundwasseruntersuchung) Analysendaten für die Σ EPA-PAK zeigt, dass die Auswaschung dieser Schadstoffe weiter fortgeschritten ist (siehe Abbildung 10 und Abbildung 14). Aus diesen beiden Modellierungen ist ersichtlich, dass es durch die räumliche Nähe der identifizierten Hotspots und der vom Wasserstand des Donaukanals beeinflussten Grundwasserströmungsrichtung im Abstrombereich zur Ausbildung einer gemeinsamen Schadstofffahne kommt. Interessant ist, dass das Verhältnis von Σ EPA-PAK: Σ Hetero-PAK entlang der Schadstofffahne einer Schwankung unterliegt und nach anfänglicher Zunahme wieder eine Abnahme dieses Verhältnisses beobachtet wird. Dies kann durch eine Überlagerung von zwei Effekten (bessere mikrobiologische Abbaubarkeit und Wasserlöslichkeit) erklärt werden (siehe Kapitel 5.1.1) und hebt die Relevanz der 16 Hetero-PAK besonders im Endbereich der Schadstofffahne hervor.

Für die Abschätzung der mikrobiologischen Aktivität bzw. des mikrobiologischen Potentials wurden die einfachen Indikationsparameter Redoxpotential, Nitrat und Sulfat im Grundwasser gemessen und grafisch modelliert (siehe auch Kapitel 1.8.1 Nachweis des natürlichen Abbaus). Obwohl mit Hilfe dieser Parameter nur näherungsweise direkte Rückschlüsse auf mikrobielle Abbauprozesse gemacht werden können [10], [77], sind sie aufgrund des geringen Messaufwandes nützliche Werkzeuge zur Abschätzung des oxidativen und/oder mikrobiologischen Zustandes (mikrobiologisches Potential) des Grundwassers.

Bei der grafischen Modellierung der Verteilung von Nitrat und Sulfat im Grundwasser ist in beiden Fällen eine verminderte Umgebungskonzentration dieser Parameter ein Hinweis auf stattgefundenene anaerobe mikrobiologische Aktivität (Abbauprozesse). Damit können Hotspot-Bereiche der Altlast eingegrenzt werden.

Es ist ersichtlich, dass der frei zu Verfügung stehende Sauerstoff im Hotspot-Bereich und entlang der Fahne weitgehend schon veratmet wurde und auch die Nitrat- und Sulfatzehrung sind bereits in einem fortgeschrittenen Stadium (siehe Abbildung 15 bis Abbildung 17). Mikrobiologische Abbauprozesse könnten somit durch geeignete Zudosierungen von Nitrat und Sulfat im Grundwasser wieder verstärkt aktiviert werden [10], [8], [65], wodurch sich Möglichkeiten für eine in-situ Sanierung ergeben.

Die berichteten Ergebnisse der durchgeführten Leuchtbakterientests stimmen gut mit der analytisch bestimmten Verteilung der betrachteten Schadstoffe im Grundwasser des Gaswerksgeländes überein, mit abnehmender Konzentration der beobachteten Kontaminanten wurde auch eine Abnahme der Leuchthemmung (Erniedrigung der Toxizität) gemessen. Beide Zentren erhöhter Schadstoffkonzentrationen (Hotspots) werden auch durch den Leuchtbakterientest angezeigt (verstärkte Leuchthemmung), auch wenn durch die Anwendung eines Biotests nicht direkt auf die chemischen Komponenten rückgeschlossen werden kann [16].

Interessanterweise tritt keine verstärkte Leuchthemmung (erhöhte Toxizität in Bezug auf die Leuchtbakterien) entlang der Schadstofffahne im Grundwasserabstrombereich auf (siehe Abbildung 18). Dies ist ein Hinweis darauf, dass durch die bisher stattgefundenen mikrobiologischen Prozesse es zu keiner erhöhten Toxizität, z.B. durch die Bildung toxischerer Metaboliten, gekommen ist. Dies begünstigt die Anwendungsmöglichkeit von in-situ Sanierungsmethoden, da keine negativen Auswirkungen auf das Grundwasser zu erwarten sind und bestätigen die Studien von Sagner 2008 [15].

Durch diese ergänzenden Leuchtbakterientests wird zusätzlich zu den Analyseergebnissen auch ein ökotoxikologischer Parameter zur Bestimmung des Ist-Zustandes herangezogen. Dieser Parameter kann ebenfalls für eine zukünftige Beurteilung des Sanierungserfolges dienen.

5.2 Untersuchungsergebnisse und Interpretation der Analytik – und Toxizitätstestdaten aus dem Projekt FAMOS

5.2.1 Zusammenfassung und Interpretation der Analyseergebnisse

In der vorliegenden Dissertationsarbeit werden die analytischen Daten ausgewertet, den toxikologischen Befunden gegenübergestellt und danach diskutiert. Die Betrachtung und Bewertung der Schadstoffabbauprozesse ist nicht Ziel dieser Arbeit und wird im Endbericht zum Forschungsprojekt FAMOS vom IFA-Tulln [100] beschrieben.

Wie aus den dargestellten Ergebnissen hervorgeht (siehe Kapitel 4.2.3) weisen die untersuchten Hotspots (HS) jeweils eine charakteristische Schadstoffzusammensetzung auf.

Hauptkontaminanten HS1:

(Hotspot aus dem Bereich der ehemaligen Leichtölanlage)

EPA-PAK: Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren und Phenanthren

Hetero-PAK: Benzofuran, Dibenzofuran (und methylierte Formen davon), Benzo(b)thiophen und Carbazol

Hauptkontaminanten HS2.1:

(Hotspot aus dem Bereich der ehemaligen Teerzisterne, Tiefe: 6 - 7,2 m)

EPA-PAK: Fluoranthen, Pyren und Acenaphthen

Hetero-PAK: Carbazol, 4-Methyldibenzofuran, Dibenzothiophen und Acridin

Hauptkontaminanten HS2.2:

(Hotspot aus dem Bereich der ehemaligen Teerzisterne, Tiefe: 9,7 - 10,7 m)

EPA-PAK: Phenanthren, Acenaphthen, Fluoren und Fluoranthen

Hetero-PAK: Carbazol, Dibenzofuran und 4-Methyldibenzofuran

HS2.2 ist sehr ähnlich zu HS2.1 da es sich um dieselbe Kernbohrung im Bereich der Teerzisterne handelt, jedoch wurde das Probematerial aus einer größeren Tiefe entnommen. Generell wurden hier niedrigere Konzentrationen gemessen als bei HS2.1.

Bei den analysierten 16 Hetero-PAK (siehe Kapitel 4.1.1.2) handelt es sich um eine Auswahl die bzgl. des Standortes und ihrer vermuteten toxikologischen Relevanz vom Verfasser getroffen wurde, hier existiert noch kein standardisierter Summenparameter. Aus dieser 16 ausgewählten Hetero-PAK der speziellen Altlastenanalytik wurde dann für die grafische Auswertung analog zu der Σ EPA-PAK ein Summenparameter Σ Hetero-PAK bestimmt.

Wie aus den beschriebenen Ergebnissen hervorgeht wurden bei einigen Probenahmestellen relativ hohe Σ Hetero-PAK-Werte gemessen. Hier ist besonders der Hotspot 1 (HS1) zu erwähnen, die Σ Hetero-PAK-Werte waren hier teilweise größer oder zumindest in derselben Größenordnung wie die Σ EPA-PAK-Werte. Dies hebt die Bedeutung der bisher wenig beachteten Hetero-PAK hervor.

Bei allen betrachteten Parametern der speziellen Altlastenanalytik kam es bis zur 3. Probenahme meistens zu einer Abnahme der Konzentration, danach wurde häufig wieder ein Anstieg beobachtet (Ausnahme BTEX). Mögliche Erklärung für diesen Konzentrationsanstieg könnte entweder die Zugabe von kontaminiertem Grundwasser zum Ausgleich nach Prozesswasserverlusten durch die Probenahme oder aus der Ölphase in die wässrige Lösung übergetretenen Kontaminanten (2 Phasengemisch) sein.

Generell konnte fast immer ein ansteigender Schadstoffkonzentrationsgradient von der Probenahmestelle Zulauf (ZL) über Mitte (M) bis hin zur Probenahmestelle Ablauf (AL) beobachtet werden, eine mögliche Erklärung hierfür ist im Kapitel 4.2.3 beschrieben. In der vorliegenden Arbeit wird daher schwerpunktmäßig auf die Probenahmestelle Ablauf eingegangen, da hier die höchsten Schadstoffkonzentrationen gemessen wurden und damit erwartungsgemäß mit der höchsten toxikologischen Relevanz zu rechnen war. Ausnahmen sind die Probenahmestellen HS2.2-O₂ und HS2.2-NO₃⁻, hier wurden bei der Probenahmestelle Mitte die höchsten Konzentrationen gemessen, generell lagen aber die Schadstoffkonzentrationen an diesen beiden Probenahmestellen (M und AL) in derselben Größenordnung und bewirkten auch ähnlich toxikologische Effekte bei den untersuchten biologischen Testsystemen. Daher wurde auch in diesen beiden Fällen wegen der Vergleichbarkeit der Ablauf betrachtet und beurteilt. Die grafische Auswertung der Probenahmestellen Zulauf und Mitte sind dem Anhang 5 beigefügt.

Für den Parameter Σ Cyanide wurden an den jeweiligen Probenahmestellen unterschiedliche Konzentrationsverläufe gemessen. Häufig kam es ebenfalls zu einem Absinken der Konzentration bis zur 3. Probenahme, danach wurde teilweise ein Anstieg beobachtet. Sehr auffällig waren vor allem die Messergebnisse der Probenahmestellen HS1-O₂(AL), HS2.1O₂(AL) und HS2.2-O₂(AL), an denen ein erheblicher Anstieg des Parameters Σ Cyanide beobachtet wurde. Dieses beobachtete Phänomen sollte näher betrachtet werden, da freie Cyanide hohe Mobilität und Toxizität aufweisen. Es handelt sich hierbei mit Sicherheit um keine Artefakte, da die chemischen Daten mit den ökotoxikologischen Daten korrelieren. Eine mögliche Erklärung für diesen signifikanten Konzentrationsanstieg von Σ Cyanid, könnte ebenfalls wieder die Zugabe von kontaminiertem Grundwasser in die Säule bzw. der Phasenübergang fest – flüssig von Cyaniden sein.

Für den Parameter Σ BTEX konnte in vielen Fällen nach einem anfänglichen steilen Abfall unter die Nachweisgrenze (von den 1. und 2. Probenahmen) kein Wert oberhalb der Nachweisgrenze mehr ermittelt werden. Hier könnte eine mögliche Fehlerursache jedoch die Probenahme an den Probenahmehähnen der Säule sein, welche zu Minderbefunden des relativ flüchtigen Parameters geführt haben könnte. Aufgrund der sehr langsamen Säulendurchströmung war es nicht möglich die Proben rasch zu entnehmen.

5.2.2 Beschreibung und Bewertung der Toxizitätsuntersuchungen

Die unterschiedliche Empfindlichkeit von Testorganismen auf Umweltschadstoffe schränkt die Bewertung mittels eines Biotest stark ein. Um zu einem repräsentativen Ergebnis zu kommen ist es angebracht, mehrere Biotests (eine so genannte Biotestbatterie) parallel zueinander einzusetzen.

Für die vorliegende Dissertation wurden folgende Biotests durchgeführt:

- 1) Algentest (*Scenedesmus sp.* oder *Selenastrum sp.*)
- 2) Daphnientest (*Daphnia magna*)
- 3) Thamnotoxkit FTM (*Thamnocephalus platyurus*)
- 4) Leuchtbakterientest (*Vibrio fischeri*)

Diese Testbatterie wurde vom Verfasser wie bereits im Kapitel 4.2.1.4 beschrieben speziell so ausgewählt, um ein möglichst breites ökologisches Spektrum abzudecken. Sie erstreckt sich über drei Trophieebenen von Destruenten (*Vibrio fischeri*), über Primärproduzenten (*Scenedesmus sp.*), bis hin zu Primärkonsumenten (*Daphnia magna*, *T. platyurus*). Es wurde auch darauf geachtet standardisierte Testsysteme zu verwenden, um eine möglichst gute Vergleichbarkeit und Reproduzierbarkeit der Ergebnisse zu erzielen. Zusätzlich wurde ein Mutagenitätstest (Ames-Test, *Salmonella typhimurium*) zur Erweiterung der toxikologischen Betrachtung durchgeführt.

Von der ausgewählten Testbatterie reagierten die *Vibrio fischeri* am sensitivsten auf die vorliegende komplexe Mischung von Kontaminanten. Besonders der Verlauf der Σ EPA-PAK- und Σ Hetero-PAK-Konzentrationen konnte mit den EC₂₀- und EC₅₀-Werten der *Vibrio fischeri* sehr gut nachempfunden werden (siehe Kapitel 4.2.4.10). Dies steht im Einklang mit Daten aus der Studie von Sagner 2008 [15], in der der Leuchtbakterientest als besonders geeignet für den Nachweis von Hetero-PAK identifiziert wurde.

Bei einigen Untersuchungen kam es dabei zu einer deutlichen Aufspaltung zwischen den Leuchtbakterientest EC₂₀- und EC₅₀-Werten (siehe Abbildung 56 und Abbildung 64). Das weist auf einen flachen Verlauf der Dosis-Wirkungskurve hin und zeigt eine eher langsame Reaktion des Organismus an, erst große Konzentrationsunterschiede wirken sich aus (schwache Wirkungsstärke) [16]. Aufgrund seiner Definition (siehe Kapitel 3.2.6) ist der EC₂₀-Wert der sensitivere Parameter des Leuchtbakterientests, dies wird ebenfalls durch die Ergebnisse dieser Arbeit gut sichtbar.

Die Daphnien zeigen vor allem einen messbaren Effekt bei höheren Schadstoffkonzentrationen bei denen auch der chemische Parameter Σ BTEX nachweisbar war. Gegenüber den Parametern Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK reagierten die Daphnien nicht sehr sensitiv. Auch für den Parameter Σ Cyanide konnte zunächst kein eindeutiger Zusammenhang gefunden werden (siehe Kapitel 4.2.4.10). Studien von Sagner 2008 [15], in denen unter anderem auch der Daphnientest als besonders geeignet für den Nachweis von Hetero-PAK identifiziert wurde, konnten nicht bestätigt werden.

Der Algentest zeigte über weite Strecken des Versuches keine eindeutigen Effekte, er erwies sich größtenteils als wenig sensitiv für die vorliegende komplexe Mischung von Kontaminanten, dies wird auch in anderen Studien bestätigt [5], [10]. Nur bei sehr hohen Σ Cyanid-Werten, die sich bei den letzten Probenahmen bei den Probenahmestellen HS2.1-O₂(AL) und HS2.2-O₂(AL) ergaben, konnten eindeutige Effekte nachgewiesen werden. Bei diesen Schadstoffkonstellationen war dann teilweise der Algentest sogar sensitiver als der Leuchtbakterientest (siehe Abbildung 66 und Abbildung 78). Daraus wird die unterschiedliche Empfindlichkeit der verwendeten Testorganismen auf umweltrelevante Stoffe deutlich ersichtlich.

Der Test mit den *T. platyrus* war in der angewendeten Testbatterie der am wenigsten sensitive, es konnten nur wenige EC-Werte berechnet werden (siehe z.B. Abbildung 48).

Bei allen untersuchten Proben trat mit abnehmender Konzentration der untersuchten Schadstoffparameter eine Abnahme der Toxizität auf die eingesetzten Testorganismen auf, d.h. die speziell für diese Abbaubersuche zusammengestellte biologische Testbatterie stimmte gut mit den gemessenen Schadstoffkonzentrationen überein. Das lässt darauf schließen, dass mit hoher Wahrscheinlichkeit mit keiner erhöhten Toxizität aufgrund von Bildung toxischer Metabolite und/oder erhöhter Bioverfügbarkeit von Schadstoffen während der Abbauprozesse zu rechnen ist. Dieses Ergebnis begünstigt die Anwendung einer in-situ Sanierungsmethode und bestätigt Studien von Sagner 2008 [15].

Alle o.a. Aussagen können streng genommen nur auf die untersuchte Biotestbatterie bezogen werden. Diese wurde jedoch vom Verfasser so umfassend ausgewählt, dass mit gewissen Einschränkungen eine generelle ökotoxikologische Aussage möglich sein sollte.

Mit dem Ames-Test wurde die Probe von Hotspot 1 (HS1) als nicht mutagen bewertet, obwohl sie sehr hohe Konzentrationen an Σ EPA-PAK und Σ Hetero-PAK aufwies. Die Proben der Hotspot 2.1 und Hotspot 2.2 waren erwartungsgemäß im Ames-Test mutagen. Da keine weiteren Untersuchungen mit dem Ames-Test durchgeführt wurden ist eine Beurteilung dieses Ergebnisses schwierig. Es zeigt jedoch zusätzlich die Grenzen einer rein analytischen Betrachtung von Altlastenproben auf. Die Untersuchungen der Hetero-PAK im Ames-Test von Sagner 2008 [15] führten bei Chinolin, 6-Methylchinolin und Xanthen zu positiven Ergebnissen. Diese Hetero-PAK zählen jedoch nicht zu den Hauptkomponenten der bestimmten 16 Hetero-PAK in der hier untersuchten Altlast.

5.2.2.1 Abschätzungen der Korrelationen der analytischen Parameter mit den Biotests

Die $EC_{20/50}$ -Werte der Leuchtbakterientests korrelierten am besten mit den Σ Hetero-PAK- und Σ EPA-PAK-Werten. Es konnte mit einer Potenzfunktion ein Bestimmtheitsmaß von bis zu 0,88 (siehe Abbildung 86) bei den Abbauversuchen von HS1 berechnet werden. D. h. mit ansteigender Konzentration der Σ Hetero-PAK und/oder Σ EPA-PAK wurde ein Absinken der Leuchtbakterien EC_{20} - und EC_{50} -Werte beobachtet. Generell korreliert der von Definition wegen sensitivere Leuchtbakterien EC_{20} -Parameter am besten mit der Σ Hetero-PAK (siehe Kapitel 4.2.4.10). Mit den anderen gemessenen analytischen Summenparametern (Σ BTEX und Σ Cyanide) konnten keine direkte Korrelation beobachtet werden. Bei den Bioreaktor-Abbauversuchen HS2.1 und HS2.2 konnte mit dieser einfachen Methode auch zwischen den Σ EPA-PAK- bzw. Σ Hetero-PAK-Messwerten und den Leuchtbakterien $EC_{20/50}$ -Werten keine eindeutige Korrelation bestimmt werden (Bestimmtheitsmaß $<0,5$). Dies liegt wahrscheinlich an den bei HS2.1 und HS2.2 aufgetretenen geringeren Konzentrationen an Σ EPA-PAK bzw. Σ Hetero-PAK im Vergleich zu HS1. Damit waren diese Parameter nicht so dominant in der vorliegenden Mischung der Kontaminanten als bei HS1. Allerdings konnten auch bei den Abbauversuchen mit HS2.1 und HS2.2 in der Gesamtbetrachtung ein Ansteigen der EC-Werte (Erniedrigung der Toxizität) mit einer Konzentrationserniedrigung der Kontaminanten beobachtet werden (siehe Kapitel 4.2.4). Es ist zusätzlich anzumerken, dass direkte Rückschlüsse auf Korrelationen mit einzelnen Analyten nur sehr beschränkt möglich sind, da die Biotests immer nur mit der real vorliegenden komplexen Mischung der Kontaminanten gemacht wurden. Deshalb können die ermittelten EC-Werte der biologischen Testsysteme auch nur in % der Probenkonzentration angegeben werden und ein direkter Rückschluss auf eine Einzelkonzentration ist nur bedingt möglich.

6 Gesamtbetrachtung und Ausblick

Für die Bestimmung des Ist-Zustandes zur Beweissicherung vor einer angedachten Sanierung der Altlast Gaswerk Simmering wurde eine umfangreiche Untersuchung des Grundwassers durchgeführt. Dabei wurden neben einigen Routineparametern (u.a. 16 EPA-PAK, BTEX, Cyanide), auch zum ersten Mal ausgewählte heterozyklische aromatische Kohlenwasserstoffe (Hetero-PAK) an diesem Altstandort großflächig mitanalysiert. Die Methodik zur analytischen Bestimmung dieser Hetero-PAK wurde extra für diese Arbeit entwickelt.

Bei den analysierten 16 Hetero-PAK handelt es sich um eine Auswahl die bzgl. des Standortes und ihrer vermuteten toxikologischen Relevanz vom Verfasser getroffen wurde (siehe Kapitel 4.1.1.2). Als Hauptbestandteile der 16 PAK nach EPA wurden Naphthalin, Acenaphthen, Fluoren, Phenanthren charakterisiert. Auffallend ist, dass das Verhältnis der Hauptbestandteile zueinander stark variiert, gelegentlich findet sich auch nur einer der genannten Hauptbestandteile als dominanter Parameter bei den unterschiedlichen Messstellen. Die Hauptkomponenten bei den 16 Hetero-PAK, die an diesem Standort in erheblichen Mengen nachweisbar waren, sind Benzofuran, Benzo(b)thiophen, 4-Methyldibenzofuran und Dibenzofuran.

Die erhaltenen Messergebnisse der Grundwasseruntersuchung sind vom Verfasser mittels eines Grafikprogrammes zweidimensional modelliert worden. Damit wurden Kontaminationsherde einzelner Verunreinigungen gut sichtbar, zusätzlich erlaubt die statistische Auswertung eine Abschätzung der gesamten Konzentrationsverteilung der betrachteten Parameter innerhalb des beprobten Gebietes.

Durch diese grafische Modellierung konnten sehr gut zwei unterschiedliche Hotspots definiert werden, die jeweils eine charakteristische Schadstoffzusammensetzung aufwiesen. Es wird vermutet, dass es sich dabei vor allem um Kriegsschäden des Zweiten Weltkriegs handelt, die einerseits den Standort der ehemaligen Leichtölanlage (Hotspot 1) und andererseits den Bereich der Teerzisterne (Hotspot 2) betreffen.

Hotspot 1 wies auffällig hohe Naphthalinkonzentrationen auf, wohin gegen diese bei Hotspot 2 um mehr als einen Faktor 50 geringer waren (z.B. Naphthalinkonzentration bei Probenahmestelle KB35 (HS1) = 4510 µg/L, Probenahmestelle EBR 7 (HS2) = 77 µg/L).

Eine weitere Charakteristik von Hotspot 1 war die Konzentration des Parameters Σ BTEX (siehe Abbildung 13) die in diesem Kontaminationsbereich in derselben Größenordnung wie die Konzentration des Parameters Σ EPA-PAK lag. Im Grundwasserabstrom kam es jedoch zu einer wesentlich rascheren Abnahme der Konzentration der Σ BTEX, dies wird auf die bessere biologische Abbaubarkeit dieser aromatischen Einringsysteme zurückgeführt [8] (siehe Kapitel 5.1.1).

Auffällig ist, dass sich das Verhältnis der Σ EPA-PAK: Σ Hetero-PAK bei beiden Hotspots ähnlich verhält und mit ca. 10:1 und darunter bestimmt wurde. Entlang der Ausbreitungsfahne der Schadstoffe im Grundwasser wurde im Anfangsbereich ein Anstieg dieses Verhältnisses beobachtet, entlang des weiteren Schadstofffahnenverlaufes sinkt es dann wieder auf 30:1 und darunter. Eine mögliche Erklärung wurde hierfür bereits im Kapitel 5.1.1 gegeben.

Weitere Interpretationen über Konzentrationsveränderungen entlang der Schadstofffahne werden durch eine Vermischung der Kontaminationen im Grundwasserabstrom erschwert. Diese Ausbildung einer gemeinsamen Schadstofffahne von beiden Hotspots ist ebenfalls aus den Abbildungen der grafischen Modellierung der räumlichen Verteilung der Schadstoffkonzentrationen (siehe Abbildung 10 bis Abbildung 14) gut zu erkennen.

Zusätzlich zu den chemischen Analysen wurden Leuchtbakterientests durchgeführt, damit wurde auch ein ökotoxikologischer Parameter zur Bestimmung des Ist-Zustandes der Altlast verwendet. Dieser Parameter kann ebenfalls für eine zukünftige Bewertung des Sanierungserfolges eingesetzt werden. Die Ergebnisse der durchgeführten Leuchtbakterientests stimmen gut mit der Verteilung der betrachteten Kontaminanten im Grundwasser des Gaswerksgeländes überein, mit abnehmender Konzentration der beobachteten Schadstoffe wurde auch eine Abnahme der Leuchthemmung (Erniedrigung der Toxizität) gemessen (siehe Abbildung 18 bis Abbildung 20).

Für die Abschätzung des mikrobiologischen Potentials des Grundwassers wurden Indikatorparameter (Sulfat, Nitrat, Redoxpotential) für mikrobiologische Abbauprozesse bestimmt. Durch diese Methode konnte mit einfachen Messungen sehr schnell eine Aussage über den oxidativen und mikrobiologischen Zustand des Grundwassers der untersuchten Altlast gemacht werden. Aus den Auswertungen dieser Parameter (siehe Abbildung 15 bis Abbildung 17) ist gut erkennbar, dass der frei zur Verfügung stehende Sauerstoff im Hotspot-Bereich und entlang der Schadstofffahne schon veratmet wurde, auch die Nitrat- und Sulfatzehrung sind schon in einem sehr fortgeschrittenen Stadium. Damit könnten diese mikrobiologischen Abbauprozesse durch geeignete Zudosierungen von Salzen in das Grundwasser wieder aktiviert werden [10], [65], [8], was sich positiv auf eine angedachte in-situ Sanierung auswirken würde. Vorangegangene Studien von Musser 2001 [8] werden durch diese Resultate bestätigt. Das Grundwasser am Standort Gaswerk Simmering weist demnach ein hohes Potential für eine biologische Behandlung auf [8].

Dies führte zu einem starken Interesse an der Stimulation des biologischen Abbaus am Standort Gaswerk Simmering durch Zugabe leicht dosierbarer Stoffe. Aus diesem Grund wurden mit kontaminiertem Bodenmaterial aus den zuvor charakterisierten Hotspots Bioreaktor-Abbauversuche vom IFA-Tulln durchgeführt, diese wurden im Rahmen des Projektes FAMOS durch die Analyse ausgewählter Schadstoffparameter (spezielle Altlastenanalytik) und einer vom Verfasser extra dafür zusammengestellten Biotestbatterie, analytisch ergänzt und toxikologisch begleitet. Wie schon zuvor erwähnt werden in dieser Arbeit die analytisch gemessenen Daten beschrieben und den toxikologischen Befunden gegenübergestellt und diskutiert.

Die Betrachtung des Konzentrationsverlaufes der Schadstoffe bzw. der Abbauprozesse wird hingegen im Endbericht zum Forschungsprojekt: FAMOS – Förderung des mikrobiellen Abbaus des mobilen organischen Schadstoffanteils am Standort Simmering – vom IFA-Tulln [100] behandelt. Im Rahmen der speziellen Altlastenanalytik wurden unter anderem wieder die ausgewählten 16 Hetero-PAK gemessen und danach analog zu den 16 EPA-PAK ein Summenparameter Σ Hetero-PAK gebildet.

Bei nahezu allen betrachteten Parametern der speziellen Altlastenanalytik (Σ Hetero-PAK, Σ EPA-PAK, Σ Cyanide, Σ BTEX) kam es bis zur 3.Probenahme zu einer Abnahme der Konzentration, danach wurde vielfach wieder ein Anstieg beobachtet (Ausnahme BTEX). Eine mögliche Erklärung für diese beobachteten Konzentrationsanstiege könnte entweder die erfolgte Zugabe von kontaminiertem Grundwasser in die Säule zum Ausgleich nach Prozesswasserverlusten durch die Probenahme sein (siehe Anhang 6: Bioreaktor Abbauversuche – Prozesswasserzugabe) oder es trat eine Rücklösung des Analyten aus der Festphase in die ungebundene wässrige Lösung (durch Diffusion) auf. Dieser in den Versuchssäulen häufig aufgetretene Konzentrationsanstieg nach der 3.Probenahme wurde bei den Feldmessungen (Ist-Zustand Bestimmung) nicht beobachtet.

Generell konnte ein ansteigender Konzentrationsgradient von der Probenahmestelle Zulauf (ZL) über Mitte (M) bis hin zum Ablauf (AL) beobachtet werden, eine mögliche Erklärung hierfür ist im Kapitel 4.2.3 angeboten. In der vorliegenden Dissertation wird daher, wie bereits angeführt, schwerpunktmäßig die Probenahmestelle AL behandelt, da hier die höchsten Konzentrationen gemessen wurden, welche dementsprechend ausgeprägte toxikologische Effekte bei den Biotests erwarten ließen.

Da es sich um komplexe Verunreinigungsgemische im Grundwasser handelt, die im Zusammenwirken durch die chemische Charakterisierung nicht ausreichend beschrieben werden können [54], [7], sind neben den chemischen Untersuchungen Biotests (Leuchtbakterientest, Thamnotoxkid FTM, Algentest, Daphnientest) zur toxikologischen Bewertung der Altlast Gaswerk Simmering herangezogen worden.

Diese in der vorliegenden Dissertation verwendete biologische Testbatterie wurde vom Verfasser so ausgewählt, dass damit ein möglichst breites ökologisches Spektrum abgedeckt werden konnte (siehe Kapitel 4.2.1.4). Es wurde auch darauf geachtet standardisierte Testsysteme zu verwenden um eine möglichst gute Vergleichbarkeit und Reproduzierbarkeit der Ergebnisse zu erzielen.

Die Ergebnisse der ökotoxikologischen Untersuchung mit dieser zusammengestellten Biotestbatterie stimmten gut mit den Konzentrationen der beobachteten Schadstoffe überein. Bei allen untersuchten Proben trat mit abnehmender Konzentration der untersuchten Schadstoffparameter eine Abnahme der Toxizität auf (siehe Abbildung 48 bis Abbildung 83). Dies lässt darauf schließen, dass mit hoher Wahrscheinlichkeit mit keiner erhöhten Toxizität, aufgrund von Bildung toxischer Metabolite und/oder erhöhter Bioverfügbarkeit der Schadstoffe während der Abbauprozesse zu rechnen ist.

Dieses Ergebnis wird zusätzlich durch die gewonnenen Daten aus der zuvor durchgeführten Ist-Zustand Bestimmung und weiteren Studien von Sagner 2008 [15] und Werner 2008 [10] unterstützt, und begünstigt den Fortschritt eines mikrobiologischen Abbaus während einer in-situ Sanierungsmaßnahme.

Alle spezifischen Aussagen können natürlich nur auf die angewandte Biotestbatterie bezogen werden, diese wurde jedoch so ausgewählt, dass mit gewissen Einschränkungen eine generelle ökotoxikologische Aussage möglich ist. Es ist wahrscheinlich nicht zielführend einzelne Schadstoffe voneinander isoliert mit der Biotestbatterie beobachteten toxikologischen Effekten in Verbindung zu bringen, da es sich bei den untersuchten Proben immer um komplexe Schadstoffgemische gehandelt hat und die betrachteten Einzelsubstanzen zudem nicht mit den biologischen Testsystemen untersucht wurden. Jedoch kann sehr wohl ein Zusammenhang daraus abgeleitet werden und auf statistische Korrelationen zwischen den gemessenen Schadstoffkonzentrationen und den Reaktionen der biologischen Testsysteme geprüft werden (siehe Kapitel 4.2.4.10).

Die in dieser Arbeit vorliegenden Zusammenhänge werden zusätzlich dadurch unterstützt, dass es durch die Versuchsdurchführung bei den Bioreaktor-Abbauversuchen [100] zu schwankenden Schadstoffkonzentrationen gekommen ist, die im übertragenen Sinne wie eine Negativ-Positivkontrolle für die biologischen Testsysteme ausgelegt werden kann.

Die in der vorliegenden Dissertationsarbeit gewonnenen Erkenntnisse könnten mit weiterführenden Untersuchungen der ausgewählten Biotests mit den betrachteten Schadstoffparametern als Einzelsubstanz und in nachgestellten Mischungen vertieft werden. Mit solchen zusätzlichen Daten und den Ergebnissen aus dieser Arbeit könnte dann eine multivariate statistische Auswertung angedacht werden. Mit einer derartigen multivariaten Analyseverfahren könnte versucht werden den Einfluss der Einzelkomponenten des vorliegenden Schadstoffgemisches auf die angewendeten biologischen Testsysteme statistisch abzuschätzen.

Zusätzlich könnte ein Fischttest z.B. der Fischeitest in die biologische Testbatterie mit aufgenommen werden. Dies würde das ökologische Spektrum erweitern. Dafür wäre zu überlegen den Test mit *T. platyrus*, der sich als wenig sensitiv für das komplexe Schadstoffgemisch des untersuchten Standortes Gaswerk Simmering erwiesen hat, aus der Testbatterie zu entnehmen. Ein weiterer sehr interessanter Test, besonders für die vorliegenden Kontaminanten am Gaswerksstandort, wäre ein chronischer Leuchtbakterientest. Dabei wird die Inkubationszeit erhöht und dadurch sollte eine noch größere Empfindlichkeit erreicht werden.

Durch die Ist-Zustand Bestimmung am Standort der Altlast Gaswerk Simmering und die analytische und toxikologische Begleitung der Abbauversuche des IFA-Tulln (Projekt FAMOS) [100] mit extra für diesen Standort ausgewählten chemischen Sonderparametern und einer zusammengestellten Biotestbatterie konnte ein exakter Ist-Zustand vor einer beabsichtigten Sanierung definiert und ein mögliches Verhalten während einer in-situ Sanierung simuliert werden.

Aufgrund der hier vorliegenden Ergebnisse und ihrer nachgewiesenen toxikologischen Relevanz wird empfohlen die Substanzklasse der Hetero-PAK im Rahmen der Gefährdungsabschätzung zu untersuchen und in Monitoring-Programme an PAK-kontaminierten Standorten aufzunehmen [15], [10], [14].

Die entwickelte Methode eignet sich sehr gut, um zukünftige Veränderungen im Grundwasser während und nach erfolgter Hotspot-Sanierung zu beurteilen bzw. eine laufende in-situ Sanierung am Standort Gaswerk Simmering toxikologisch zu begleiten (z.B. durch die Beobachtung und toxikologische Beurteilung des Verhaltens der Schadstofffahne).

Durch die angewendete Kombination von biologischen Testsystemen mit modernster chemischer Analytik können auch komplexe Verunreinigungsgemische wie sie zum Beispiel am Standort Gaswerk Simmering, aber auch bei vielen anderen Altlasten vorkommen, gut beschrieben und toxikologisch eingeschätzt werden.

Durch die in dieser Arbeit beschriebenen Untersuchungen können die Auswirkungen von in-situ Sanierungsverfahren – Unterstützung der natürlichen Bioaktivität des Bodens – beschrieben und beurteilt werden. Der zusätzliche biologische Bewertungsansatz betont die ökotoxikologische Wirkung von Umweltchemikalien und weniger das Vorkommen der möglichen Kontaminanten. Biologische Verfahren, die die Wirkung von Schadstoffen auf Lebewesen bewerten, sind eine Voraussetzung um Umweltbelastungen sinnvoll beschreiben zu können [16], [4], [55].

7 Verzeichnisse

7.1 Literatur

- [1] **Österreichisches Normungsinstitut (2004)** ÖNORM S2088-1 Altlasten – Gefährdungsabschätzung für das Schutzgut Grundwasser.
- [2] **Österreichisches Normungsinstitut (2000)** ÖNORM S2088-2 Altlasten – Gefährdungsabschätzung für das Schutzgut Boden.
- [3] **World Health Organisation (WHO) (2008)** Guidelines for Drinking-water Quality. Third Edition Incorporating the First and Second Agenda, Volume 1, Recommendations, WHO, Geneva.
- [4] **Wruss, K., (2006)** Beurteilung der Bioverfügbarkeit von org. Stoffen in kontaminierten Sedimenten durch die Anwendung von Toxizitätstests. *Diplomarbeit* Technische Universität Wien.
- [5] **LA für Umweltschutz Baden-Württemberg (2004)** Ökotoxikologische Charakterisierung von Abfällen. Literaturstudie im Auftrag der Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg.
- [6] **Ahlf, W., Gunkl, J., Liß, W. Nemann-Hensel, H., Rönnpagel, K., Förstner, U. (1992)** Mikrobielle Biotests mit Sedimenten. Biologische Testverfahren: Beiträge zu den Biotests-Statusseminaren, hrsg. von Steinhäuser, Gustav- Fischer Verlag, Stuttgart.
- [7] **Wruss, K., Mann, O., Marosits, T., Loibner, A.P., Ausserbrunner, J., Ipser, A., Wolf, T. & Schöberl, P. (2010)** *Toxikologische Untersuchungen zur Vorbereitung einer In-Situ Sanierung*. In: Lorber K.E. et. al.: DepoTech 2010, ISBN 978-3-200-02018-4.
- [8] **Musser, S. (2001)** *Sicherung und Sanierung von PAK – belasteten Gaswerksstandorten*. Diplomarbeit, TU- Wien.
- [9] **Dechema (2001)** – Fachgespräche Umweltschutz Fachtagung *Sanierung und Entwicklung teerkontaminierter Standorte*. Resümee und Beiträge zur Fachtagung am 20./21. März 2001, Technische Universität Dresden.
- [10] **Werner, P., Börke, P.& Hüasers, N. (2008)** *Leitfaden Natürliche Schadstoffminderung bei Teeröfaltlasten*. KORA - Themenverbund 2 „Gaswerke, Kokereien, Teerverarbeitung, (Holz-) Imprägnierung“ Deutschland, TU Dresden.
- [11] **Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft (BMLFUW) (2007)** *Altlastensanierung in Österreich, Effekte und Ausblick.* , Wien, Österreich, BMLFUW.
- [12] **Granzin, S.& Valtl, M. (2011)** *Verdachtsflächenkataster und Altlastenatlas. Report Rep-0327*, Wien, Österreich, Umweltbundesamt.
- [13] **Loibner, A. P., Szolar, O. H. J., Braun, R. & Hirmann, D. (2004)** Toxicity testing of 16 priority polycyclic aromatic hydrocarbons using Leuchtbakterientest. *Environ. Toxicol. Chem.* Vol. 23, No. 3, 557-564.

- [14] **Meyer, S. (1999)** Mikrobieller Abbau typischer Teeröl-PAK und Hetero-PAK (N,S,O) in einem Modellbodenhorizont. Dissertation am Institut für Biochemie und Lebensmittelchemie, Universität Hamburg.
- [15] **Sagner, A. (2008)** *Vorkommen, Toxizität und mikrobiologische Abbau heterozyklischer Kohlenwasserstoffe*. Dissertation, an der Fakultät für Forst -, Geo- und Hydrowissenschaften, Technische Universität Dresden.
- [16] **Fent, K. (2003)** Ökotoxikologie. G. Thieme Verlag, Deutschland.
- [17] **Marquardt, H. & Schäfer, S. (2004)** *Lehrbuch der Toxikologie*. 2. Auflage, Stuttgart, Deutschland, Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart.
- [18] **Krätz, O. (1999)** 7000 Jahre Chemie. Nikoverlag, Österreich.
- [19] **Umweltbundesamt (2007)** *Umweltsituation in Österreich. Achter Umweltkontrollbericht des Umweltministers an den Nationalrat*. ISBN 3-85457-904-7, Umweltbundesamt, Wien.
- [20] **Umweltbundesamt (2007)** Berechnung von Prüfwerten zur Bewertung von Altlasten. Dessau, Deutschland, Erich Schmidt Verlag.
- [21] **Umweltbundesamt (2009)** Arbeitshilfe zur Abschätzung der Schadstoffexposition von Menschen durch kontaminierte Standorte. Entwurf: Report Wien, Österreich, Umweltbundesamt.
- [22] **Burton, Jr. G. A. & Scott, K. J. (1992)** Sediment toxicity evaluations – their niche in ecological assessments. *Environ. Sci. Technol.*, Vol. 26, No. 11, 2068-2075.
- [23] **Burton, Jr. G. A., Nelson, M. K. & Ingersoll, C. G. (1992)** Freshwater benthic toxicity tests. *Sediment toxicity assessment*, Kapitel 10, Lewis Publishers Inc.
- [24] **Österreichisches Normungsinstitut (2009)** ÖNORM S2086 Altlasten-Benennung und Definitionen.
- [25] **Altlastensanierungsgesetz – ALSAG (2011)** BGBl. Nr. 299/1989 idF BGBl. I Nr. 15/2011, Österreich
- [26] **Dörrie, T. & Längert-Mühlegger, H. (2010)** *in-situ – Sanierungstechnologien*. Technologiequicksan, Wien, ÖVA, österreichischer Verein für Altlastenmanagement.
- [27] **Pöschek, A. (2011)** Die Geschichte der Gasometer und des Gaswerks Wien-Simmering. Gasometer Community, online im WWW unter URL: <http://www.wiener-gasometer.at/de/geschichte>.
- [28] **Jäger, W. & Bull, R. J. (2004)** Kapitel Wasser in *Lehrbuch der Toxikologie*, 2. Auflage, Marquardt & Schäfer (Hrsg.), Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, ISBN 3-8047-1777-2.
- [29] **Wruss, W., Kurzweil, H. Schöllner, F. & Wruss, K. (2007)** Alter der Atrazinbelastung in ausgewählten Grundwasserkörpern in Niederösterreich. *Gutachten* ESW Consulting Wruss ZT GmbH, Österreich.

- [30] **Foth, H. (2004)** Kapitel Umwelttoxikologie in Lehrbuch der Toxikologie, 2. Auflage, Marquardt&Schäfer (Hrsg.), Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, ISBN 3-8047-1777-2.
- [31] **Europäische Gemeinschaft (2000)** Richtlinie 2000/60/EG des Europäischen Parlaments und des Rates von 23.10.2000 zur Schaffung eines Ordnungsrahmes für Maßnahmen der Gemeinschaft im Bereich der Wasserpolitik, Amtsblatt der EU L 327 v. 22.12.2000, S 1 ff.
- [32] **Zosseder, K., Bender, S. & Wohnlich, S. (2009)** Hydraulische Ursachen der zeitlichen Varianz von PAK – Konzentrationen in einem Kiesgrundwasserleiter. *Grundwasser – Zeitschrift der Fachsektion Hydrogeologie* 14, 97 – 111.
- [33] **Michels, J., Stuhmann, M., Frey, C. & Koschitzky, H.P. (2008)** Handlungsempfehlungen mit Methodensammlung. Natürliche Schadstoffminderung bei der Sanierung von Altlasten. Deutschland, Dechema, Projektübergreifende Begleitung des BMBF – Förderschwerpunktes KORA.
- [34] **Koss, G. (2004)** Kapitel Kohlenwasserstoffe in Lehrbuch der Toxikologie, 2. Auflage, Marquardt & Schäfer (Hrsg.), Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft mbH Stuttgart, ISBN 3-8047-1777-2.
- [35] **Europäische Gemeinschaft (2006)** Richtlinie 2006/118/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 12.12.2006 zum Schutz des Grundwassers vor Verschmutzung und Verschlechterung, Amtsblatt der EU L372/19 vom 27.12.2006, S 19 ff.
- [36] **LUA Nordrhein-Westfalen (2005)** Bewertung von Altlasten- PAK im Grundwasser-Merkblätter. Merkblatt Nr. 20.
- [37] **Wruss, K., Todorovic, D. & Loibner, A.P. (2008)** *Einfluss natürlicher Sorbentien auf die Toxizität von PAK und Hetero-PAK.* In: Lorber K.E. et. al.: Depotech 2010, ISBN 978-3-200-02018-4, Leoben, Österreich.
- [38] **Blotevogel, J., Reineke, A.K., Hollender, J. & Held, T. (2006)** *Überwachung von NSO – Heterocyclen an Teeröl – kontaminierten Standorten.* *Grundwasser – Zeitschrift der Fachsektion Hydrogeologie*, 4: 295-297.
- [39] **Mundt M., Hollender J. (2005)** Simultaneous determination of NSO- heterocycles, homocycles and their metabolites in groundwater of tar oil contaminated sites using LC with diode array UV and fluorescence detection. *Journal of Chromatography A*, 1065, 211-218.
- [40] **Johansen, S.S., Hansen, A.B., Mosboek, H., Arvin, E. (1997)** Identification of hereroaromatic and other organic compounds in ground water at creosote-contaminated sites in Denmark. *Ground Wat. Mon. Remed.* 17 (2), 106-115.
- [41] **Pereira, W.E., Rostad, C.E., Updegraff, D.M. & Bennett, J.L. (1987)** Fate and movement of azaarenes and their biotransformation products in an aquifer contaminated by wood treatment chemicals. *Environ.Toxicol.Chem.* 6, 163-176.
- [42] **Zamfirescu, D. & Grathwohl, P. (2001)** Occurrence and attenuation of specific organic compounds in the groundwater remediation. *J.Contamin.Hydrol.* 53 407-427.

- [43] **Blotevogel, J., Reineke, A.K., Hollender, J. & Held, T. (2008)** Identifikation NSO – heterozyklischer Prioritarsubstanzen zur Erkundung und Uberwachung Teeröl – kontaminierter Standorte. Grundwasser – Zeitschrift der Fachsektion Hydrogeologie, 13: 147-157.
- [44] **Bleeker, E. A. J., Van der Geest, H. G., Kraak, M. H. S., De Voogt, P. & Admiraal, W. (1998)** Comparative ecotoxicity of NPAH's to larvae of the midge *Chironomus riparius*. Aquatic Toxicology 41, 51-62.
- [45] **Seymour, D. T., Verbeek, A. G., Hrudey, S. E. & Fedorak, P. M. (1997)** Acute toxicity and aqueous solubility of some condensed thiophenes and their microbial metabolites. Environ. Toxicol. Chem., Vol. 16, No. 4, 658-665.
- [46] **Van Vlaardingen, P. L. A., Steinhoff, W. J., De Voogt P. & Admiraal, W. A. (1996)** Property- toxicity relationships of azaarenes to the green alga *Scenedesmus aucuminatus*. Environ. Toxicol. Chem., Vol. 15, No. 11, 2035-2042.
- [47] **Bleeker, E. A. J., Wiegman, S., De Voogt, P., Kraak, M., Leslie, H. A., De Haas, E. & Admiraal, W. (2002)** Toxicity of Azarenes. Rev. Environ. Contam. Toxicol. 173, 39-83. Springer Verlag.
- [48] **Licht, D., Ahring, B.K. & Arvin, E. (1996)** Effects of electron acceptors, reducing agents, and toxic metabolites on anaerobic degradation of heterocyclic compounds. Biodegradation 7 (1) 83-90.
- [49] **Meyer, S. & Steinhart, H. (2000)** Effects of heterocyclic PAHs (N,S,O) on the biodegradation of typical tar oil PAHs in soil/compost mixture. Chemosphere 40, 359-367.
- [50] **Sverdrup, L. E. (2001)** Toxicity of tar constituents in terrestrial ecosystems. Dr. Scient. Thesis. Department of Biology, Faculty of Mathematics and Natural Sciences, University of Oslo.
- [51] **Meyer, S. & Steinhart, H. (2001)** Fate of PAHs and Hetero-PAHs during Biodegradation in a model Soil/Compost-System: Formation of extractable Metabolites. Water, Air and Soil Pollution, 132, 215-231.
- [52] **Werner, P. (1993)** Sanierung kohlenwasserstoffverunreinigter Standorte. Wasserchemie für Ingenieure, Lehr- und Handbuch Wasserversorgung Bd. 5, DVGW Deutscher Verein des Gas- und Wasserfaches e. V., R. Oldenbourg Verlag München Wien.
- [53] **Walter, H.-A. (2002)** Kombinationswirkungen von Umweltchemikalien. Dissertation, Mathematisch – Naturwissenschaftliche – Technische Fakultät, Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg.
- [54] **Feldmann, M.A., von der Gonna, S. & Stahlschmidt-Allner, P. 2009**, experimentelle ökotoxikologische Bewertung von Altlasten – Entwurf eines Leitfadens. Altlasten annual 2009, Hesisches Landesamt für Umwelt und Geologie, Wiesbaden.
- [55] **Ahlf, W. (2001)** Biotests an Sedimenten. Handbuch Angewandte Limnologie, Kapitel V-3.6.1,12. Erg. Lfg. 5/01, Ecomed Verlag.

- [56] **Ahlf, W., Hollert, H., Neumann-Hensel, H. & Ricking, M. (2002)** A guidance for the assessment and evaluation of sediment quality. *Soils and Sediments* 2 (1), 37-42.
- [57] **Wruss, K. & Wruss, W. (2008)** Toxizitätsuntersuchung und spezielle Analytik, Analysenbericht der ESW Consulting Wruss ZT GmbH, kw081920, Österreich.
- [58] **Wruss, K. & Wruss, W. (2008)** EC-Wert der Probe FAMOS HS1 (082838/03)-Toxizitätstest mit Krustazeen (*Thamnocephalus platyurus*), Analysenbericht der ESW Consulting Wruss ZT GmbH, kw082047, Österreich
- [59] **Wruss, K. & Wruss, W. (2009)** Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik, Analysenbericht der ESW Consulting Wruss ZT GmbH, kw09837, Österreich.
- [60] **Wruss, K. & Wruss, W. (2010)** Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik, Analysenbericht der ESW Consulting Wruss ZT GmbH, kw100205, Österreich.
- [61] **Wruss, K. & Wruss, W. (2010)** Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik, Analysenbericht der ESW Consulting Wruss ZT GmbH, kw100740, Österreich.
- [62] **Wruss, K. & Wruss, W. (2008)** Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analytik, Analysenbericht der ESW Consulting Wruss ZT GmbH, kw101087, Österreich.
- [63] **Goodfellow, Jr. W. L. (2005)** The aquatic environment. Environmental toxicity testing, Kapitel 5, Blackwell Publishing.
- [64] **Steinberg, Ch. E. W., Calmano, W., Klapper, H. & Wilken, R. D. (2001)** Handbuch Angewandte Limnologie. Ecomed Verlag.
- [65] **Kreysa, G. & Wiesner, J. (1997)** Möglichkeiten und Grenzen der Reinigung kontaminierter Grundwässer. Resümee und Beiträge des 12. DECHEMA – Fachgesprächs Umweltschutz, Essen, Deutschland.
- [66] **Koenigsberg, S.S. (2002)** Accelerated Bioremediation with slow Release Electron donors and Electron Acceptors, selected battelle conference Papers 2001 – 2002 , California, USA.
- [67] **Hughes, J.B., Beckles, D.M, Chandra, S.D. & Ward, C.H. (1997)** Utilization of bioremediation processes for the treatment of PAH – contaminated Sediments. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology* 18, 152 – 160.
- [68] **Nyysönen, M., Kapanen, A., Piskonen, R., Lukkari, T. & Itävaara, M. (2009)** Functional genes reveal the intrinsic PAH biodegradation potential in creosote-contaminated groundwater following in – situ – biostimulation. *Appl Microbiol Biotechnol* 84, 169 – 182.
- [69] **James, S., Ripp, J. & Unites, D., (2006)** *International symposium and exhibition on the redevelopment of manufactured gas plant sites*. Land Contamination & Reclamation, Reading, UK.
- [70] **Wasserrechtsgesetz – Novelle (2003)** BGBl. 1 Nr. 112/2003, Österreich.
- [71] **Chapman P. M., Ho K. T., Munns Jr. W. R., Solomon K., Weinstein, M. P. (2002)** Issues in sediment toxicity and ecological risk assessment. *Marine Pollution Bulletin* 44, 271-278.

- [72] **Myungsu, K., Bae, S.S., Mijin, S., Lee, J.-H. & Young – Sook, O. (2008)** Monitoring Nutrient Impact on Bacterial Community Composition during Bioremediation of Anoxic PAH – Contaminated Sediment. *The Journal of Microbiology*, 615 – 623.
- [73] **Breedveld, G.D. & Sparrevik, M. (2000)** Nutrient – limited biodegradation of PAH in various soil strata at a creosote contaminated site. *Biodegradation* 11 391 – 399.
- [74] **Hallberg, R.O. & Trepte, B.S. (2003)** Bioremediation of PAH polluted soils: column studies. *JSS – J Soils & Sediments* 3 (1) 21 – 27.
- [75] **Chauhan, A., Fazlurrahman, Oakeshott, J.G. & Rakesh, K.J. (2008)** Bacterial metabolism of polycyclic aromatic hydrocarbons: strategies for biomediation. *Indian J. Microbiol.* 48, 95 – 113.
- [76] **Sijm, D., Kraaij R., Belfroid A. (2000)** Bioavailability in soil or sediment: exposure of different organisms and approaches to study it. *Environmental Pollution* 108, 113-119.
- [77] **Shi, L., Müller, S., Harms, H. & Wick, L.Y. (2008)** Effect of electrokinetic transport on the vulnerability of PAH – degrading bacteria in a model aquifer. *Environ Geochem Health* 30 ,177 – 182.
- [78] **Teng, Y., Luo, Y., Ping, L., Zou, D., Li, Z. & Christie, P. (2010)** Effects of soil amendment with different carbon sources and other factors on the bioremediation of an aged PAH – contaminated soil. *Biodegradation* 21, 167 – 178.
- [79] **Deutsches Institut für Normung (1984)** DIN 38414-Teil 4 Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung - Schlamm und Sedimente (Gruppe S) - Bestimmung der Eluierbarkeit mit Wasser (S4).
- [80] **Österreichisches Normungsinstitut (1997)** ÖNORM S2115 Bestimmung der Eluierbarkeit von Abfällen mit Wasser.
- [81] **Deutsches Institut für Normung (2000)** DIN EN ISO 10695 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung ausgewählter organischer Stickstoff- und Phosphorverbindungen - Gaschromatographisches Verfahren.
- [82] **Deutsches Institut für Normung (1998 a)** DIN 38407-3 Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung - Gemeinsam erfassbare Stoffgruppen (Gruppe F) - Teil 3: Gaschromatographische Bestimmung von polychlorierten Biphenylen (F 3).
- [83] **Deutsches Institut für Normung (2008)** DIN 38407-39 Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung - Gemeinsam erfassbare Stoffgruppen (Gruppe F) - Teil 39: Bestimmung ausgewählter polycyclischer aromatischer Kohlenwasserstoffe (PAK) - Verfahren mittels Gaschromatographie und massenspektrometrischer Detektion (GC-MS) (F39).
- [84] **Deutsches Institut für Normung (1991)** DIN 38407-Teil 9 Bestimmung von Benzol und einigen Derivaten mittels Gaschromatographie.

- [85] **Österreichisches Normungsinstitut (2003)** ÖNORM L1200 Bestimmung von polyzyklischen aromatischen Kohlenwasserstoffen (PAK) in Böden, Klärschlämmen und Komposten.
- [86] **Österreichisches Normungsinstitut (2006)** ÖNORM S2124 Bestimmung von BTEX/LHKW in Feststoffproben nach Lösungsmittelextraktion.
- [87] **Deutsches Institut für Normung (1998)** DIN EN ISO 11885 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von 33 Elementen durch induktiv gekoppelte Plasma-Atom-Emissionsspektrometrie.
- [88] **Deutsches Institut für Normung (1997)** DIN EN 1484 Wasseranalytik - Anleitungen zur Bestimmung des gesamten organischen Kohlenstoffs (TOC) und des gelösten organischen Kohlenstoffs (DOC).
- [89] **Deutsches Institut für Normung (1995 a)** DIN EN ISO 10304-1 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung der gelösten Anionen Fluorid, Chlorid, Nitrit, Orthophosphat, Bromid, Nitrat und Sulfat mittels Ionenchromatographie - Teil 1: Verfahren für gering belastete Wasser.
- [90] **Deutsches Institut für Normung (1995)** DIN EN ISO 10304-2 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung der gelösten Anionen mittels Ionenchromatographie - Teil 2: Bestimmung von Bromid, Chlorid, Nitrat, Nitrit, Orthophosphat und Sulfat in Abwasser.
- [91] **Deutsches Institut für Normung (1999)** DIN EN ISO 14911 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung der gelösten Kationen Li^+ , Na^+ , NH_4^+ , K^+ , Mn^{2+} , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Sr^{2+} und Ba^{2+} mittels Ionenchromatographie - Verfahren für Wasser und Abwasser.
- [92] **Deutsches Institut für Normung ((1996)** DIN EN ISO 13395 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von Nitritstickstoff, Nitratstickstoff und der Summe von beiden mit der Fließanalytik (CFA und FIA) und spektrometrischer Detektion.
- [93] **Deutsches Institut für Normung (2005)** DIN EN ISO 15681-2 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von Orthophosphat und Gesamtphosphor mittels Fließanalytik (FIA und CFA) - Teil 2: Verfahren mittels kontinuierlicher Durchflussanalyse (CFA).
- [94] **Deutsches Institut für Normung (2005)** DIN EN ISO 11732 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von Ammoniumstickstoff - Verfahren mittels Fließ Analysenergebnisse (CFA und FIA) und spektrometrischer Detektion.
- [95] **Deutsches Institut für Normung (2002)** DIN EN ISO 14403 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von Gesamtcyanid und freiem Cyanid mit der kontinuierlichen Fließanalytik.
- [96] **Deutsches Institut für Normung (1999)** DIN EN ISO 14402 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung des Phenolindex mit der Fließanalytik (FIA und CFA).
- [97] **DIN 38409-7 (2005)** Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung - Summarische Wirkungs- und Stoffkenngrößen (Gruppe H) - Teil 7: Bestimmung der Säure- und Basenkapazität (H 7). Deutsches Institut für Normung
- [98] **Deutsches Institut für Normung (1995)** DIN EN ISO 8467 Wasserbeschaffenheit - Bestimmung des Permanganat-Index.

- [99] **Deutsches Institut für Normung (2008)** DIN EN ISO 11348-3 Wasserbeschaffenheit – Bestimmung der Hemmwirkung von Wasserproben auf die Lichtemission von *Vibrio fischeri* (Leuchtbakterientest) – Teil 3: Verfahren mit gefriergetrockneten Bakterien (ISO 11348-3:2007).
- [100] **Ausserbrunner, J., Hasinger, M. & Loibner, A. P. (2010)** Förderung des mikrobiellen Abbaus des mobilen organischen Schadstoffanteils am Standort Simmering. Endbericht zum Forschungsprojekt FAMOS, Institut für Umweltbiotechnologie, IFA-Tulln, Universität für Bodenkultur Wien.
- [101] **Kreysa, G. & Wiesner, J. (1996)** In-Situ-Sanierung von Böden. Resümee und Beiträge des 11. DECHEMA – Fachgesprächs Umweltschutz, Essen Deutschland.
- [102] **Wruss, K. & Wruss, W. (2009)** Chemische Untersuchungen des Grundwassers am Standort der Dienststelle Simmering der Wien Energie Gasnetz GmbH inklusive grafischer Darstellung der PAK - Hetero PAK Verteilung, Bericht der ESW Consulting WRUSS, Nr.:kw090134 vom 30.01.2009, Wien, Österreich.
- [103] **Wruss, K. & Wruss, W. (2009)** Chemische Untersuchungen des Grundwassers am Standort der Dienststelle Simmering der Wien Energie Gasnetz GmbH - Grafische Darstellung ausgewählter Einzelparameter zur Abschätzung des mikrobiologischen Abbau-Potentials (Umsatzpotentials), Bericht der ESW Consulting WRUSS, Nr.: kw091407 vom 02.09.2009, Wien, Österreich.
- [104] **Wruss, K. & Wruss, W. (2010)** Ergänzende Leuchtbakterientests im Rahmen der chemischen Untersuchung des Grundwassers im Gaswerk Simmering – Bestimmung des Ist-Zustandes, Bericht der ESW Consulting WRUSS, Nr.: kw100078 vom 20.01.2010, Wien, Österreich.
- [105] **Wruss, K. & Schöberl, P. (2009)** PAK und Hetero-PAK Verteilung im Grundwasser am Standort Gaswerk Simmering, Poster auf der Österreichische Abfallwirtschaftstagung 2009 Salzburg, Österreich.
- [106] **Wruss, K. & Wruss, W. (2010)** FAMOS – Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analysenergebnisse – Endbericht, Bericht der ESW Consulting WRUSS, Nr.: kw102394 vom 06.06.2010, Wien, Österreich.
- [107] **Wruss, K. & Wruss, W. (2008 - 2010)** Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Analysenergebnisse , Analysenberichte der ESW Consulting WRUSS, Wien, Österreich.
- [108] **Österreichisches Normungsinstitut (2008)** ÖNORM S2092 Altlasten – Grundwasser Probenahme
- [109] **Austrian Research Centers GmbH – ARC (2009)** „HS1 am 27.10.2008“, HS2.1 am 23.10.2008, HS2.2 am 22.10.2008: *Salmonella Typhimurium* Reverse Mutations-Test, Screening Study. Bericht von der Seibersdorf Labor GmbH – Toxicology, SL-LT-O 13/09 Österreich.
- [110] **Deutsches Institut für Normung (1989)** DIN 38405 Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung – Anionen (Gruppe D).

- [111] **ESW Consulting WRUSS (2007)** Probenahme von Wasserproben. Arbeitsanweisung Nr. 120 der ESW, Wien, Österreich
- [112] **Deutsches Institut für Normung (2005)** DIN EN ISO 8692 Wasserbeschaffenheit – Süßwasseralgen – Wachstumshemmtest mit einzelnen Grünanlagen.
- [113] **Deutsches Institut für Normung (2005)** DIN 38412-30 Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser,- Abwasser,- und Schlammuntersuchung; Testverfahren mit Wasserorganismen (Gruppe L); Bestimmung der nicht akut giftigen Wirkung von Abwasser gegenüber Daphnien über Verdünnungsstufen (L30).
- [114] **Organisation for economic co-operation and Development (2002)** OECD Guideline for testing of chemicals – Proposal for updating Guideline 201, Freshwater Alga and Cyanobacteria, Growth Inhibition test.
- [115] **Europäische Gemeinschaft (1992)** Richtlinie 92/69/EWG der Kommission vom 31. Juli 1992 zur siebzehnten Auffassung der Richtlinie 67/548/EWG des Rates zur Angleichung der Rechts- und Verwaltungsvorschriften für die Einstufung, Verpackung und Kennzeichnung gefährlicher Stoffe an den technischen Fortschritt.
- [116] **Organisation for economic co-operation and Development (1997)** OECD 471 Guideline for testing of chemicals – Bacterial Reserve Mutation-Test.
- [117] **European Parliament (2008)** Concil Regulation (EC) No. 440/2008 of May 2008 laying down test methods pursuant to Regulation (EC) No. 1907/2006 of the European Parliament and of the Concil on the Registration, Evaluation, Authorisation and Restriction of Chemicals (REACH). Official Journal L142, 31/05/2008.
- [118] **Johansen, I. (2009)** Graph 4.3. Online im WWW unter URL: <http://www.padowan.dk/doc/german/InsertTrendlineDialog.html>. Stand: August 2009
- [119] **Storrer, H.H. (1995)** Einführung in die mathematische Behandlung der Naturwissenschaften I und II. 2. Korrigierter Nachdruck der 1.Auflage, Birkhäuser Verlag, ISBN 10:3-7643-5325-2

7.2 Abkürzungsverzeichnis

AL	Probenahmestelle Ablauf
ALSAG	Altlastensanierungsgesetz
BTEX	Benzol Tolual Ethylbenzol Xylal
CKW	Chlorkohlenwasserstoff
DMSO	Dimethylsulfoxid
DOC	Dissolved Organic Carbon (gelöster organischer Kohlenstoff)
EC	Effektkonzentration
EI	Electron Impact Ionization
EPA	Environmental Protection Agency
ESW	ESW Consulting WRUSS ZT GmbH
FAMOS	Förderung des mikrobiellen Abbaus des mobilen organischen Schadstoffanteils
HS	Hotspot (Kontaminationszentrum)
M	Probenahmestelle Mitte
MKW	Mineralölkohlenwasserstoff
NV	Null Variante (Kontrolle)
PAK	Polyzyklische aromatische Kohlenwasserstoffe
PAPS	3'-Phosphoadenosin-5'-phosphosulfat
POP	Persistent Organic Pollutant
SIM	Selected Ion Monitoring
SPE	Solid Phase Extraction
TOC	Total Organic Carbon (Gesamter organischer Kohlenstoff)
UDPGS	Uridindiphosphat-glukuronsäure
WHO	World Health Organisation
WRG	Wasserrechtsgesetz
WRRL	Wasserrahmenrichtlinie
ZL	Probenahmestelle Zulauf

7.3 Tabellen

Tabelle 1: Die gefährlichsten Altlasten.....	13
Tabelle 2: Übersicht der physikalisch-chemischen Daten untersuchter Hetero-PAK und weiterer Hetero-PAK der Prioritätenliste NSO –Heterozyklen/ - metabolite aus dem KORA-Projekt.....	21
Tabelle 3: Großtechnisch eingesetzte in-situ Verfahren.....	26
Tabelle 4: Beschreibung des kontaminierten Bodenmaterials der jeweiligen Kernbohrungen (KB) für die „Hotspots“ HS 1, HS 2.1 und HS 2.2	50
Tabelle 5: Auflistung der Probenahmen für die spezielle Altlastenanalytik und toxikologische Untersuchungen des Projekts „FAMOS“.....	51
Tabelle 6: Analysenberichte der ESW - Toxizitätsuntersuchungen und spezielle Altlastenanalytik	53

7.4 Abbildungen

Abbildung 1: Schadwirkungen von Altlasten	5
Abbildung 2:Dosis-Wirkungs-Beziehungen.....	8
Abbildung 3: Ökotoxikologische Wirkungen treten auf allen biologischen Ebenen auf.....	9
Abbildung 4: Ablaufschema für die Bearbeitung von Altablagerungen und Altstandorten im Rahmen der Vollziehung des Altlastensanierungsgesetzes.....	11
Abbildung 5: Häufigkeit von Schadstoffen, die bei Altlasten in erheblicher Menge festgestellt wurden	12
Abbildung 6: PAK in Steinkohlenteer bzw. Teeröl und prozentuale Gehalte	17
Abbildung 7: Ausgewählte Stoffwechselforgänge der metabolischen Umwandlung von Benzo(a)pyren	18
Abbildung 8: Dosis-Wirkungskurven in linearer und halblogarithmischer Form	37
Abbildung 9: Ausschnitt aus Plan vom Gaswerk Simmering	40
Abbildung 10: Σ EPA-PAK-Verteilung.....	42
Abbildung 11: Σ Hetero-PAK-Verteilung	42
Abbildung 12: Σ PAK nach ÖNORM S2088-1-Verteilung	43
Abbildung 13: Σ BTEX-Verteilung im Grundwasser	43
Abbildung 14: Historische Daten – Σ EPA-PAK-Verteilung im Grundwasser	44
Abbildung 15: Sulfat-Verteilung im Grundwasser.....	45
Abbildung 16: Nitrat-Verteilung im Grundwasser	45

Abbildung 17: Redoxpotential im Grundwasser	46
Abbildung 18: Grundwasserscreening durch Leuchtbakterientest	47
Abbildung 19: Ergebnisse Leuchtbakterientest EC ₅₀ -Bestimmung.....	47
Abbildung 20: Ergebnisse Leuchtbakterientest EC ₂₀ -Bestimmung.....	48
Abbildung 21: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	54
Abbildung 22: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	54
Abbildung 23: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	55
Abbildung 24: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	56
Abbildung 25: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	56
Abbildung 26: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	57
Abbildung 27: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	58
Abbildung 28: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	59
Abbildung 29: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	59
Abbildung 30: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	61
Abbildung 31: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	61
Abbildung 32: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	61
Abbildung 33: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	63
Abbildung 34: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	64
Abbildung 35: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	64
Abbildung 36: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	65

Abbildung 37: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	66
Abbildung 38: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle, Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	66
Abbildung 39: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	68
Abbildung 40: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	68
Abbildung 41: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	68
Abbildung 42: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	70
Abbildung 43: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	71
Abbildung 44: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣBTEX	71
Abbildung 45: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣEPA-PAK und ΣHetero-PAK	73
Abbildung 46: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse für ΣCyanide.....	73
Abbildung 47: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Analysenergebnisse ΣBTEX	73
Abbildung 48: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests.....	76
Abbildung 49: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	77
Abbildung 50: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	77
Abbildung 51: Hotspot 1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	77
Abbildung 52: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests.....	78
Abbildung 53: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	79
Abbildung 54: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	79

Abbildung 55: Hotspot 1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	79
Abbildung 56: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests.....	80
Abbildung 57: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	81
Abbildung 58: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	81
Abbildung 59: Hotspot 1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	81
Abbildung 60: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA PAK vs. Biotests.....	83
Abbildung 61: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	83
Abbildung 62: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	83
Abbildung 63: Hotspot 2.1: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	84
Abbildung 64: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests.....	85
Abbildung 65: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	85
Abbildung 66: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	86
Abbildung 67: Hotspot 2.1: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	86
Abbildung 68: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests ⁻	87
Abbildung 69: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	88
Abbildung 70: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	88
Abbildung 71: Hotspot 2.1: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	88
Abbildung 72: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests.....	89

Abbildung 73: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	90
Abbildung 74: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	90
Abbildung 75: Hotspot 2.2: Nullvariante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	90
Abbildung 76: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA PAK vs. Biotests.....	92
Abbildung 77: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	92
Abbildung 78: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	92
Abbildung 79: Hotspot 2.2: O ₂ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests.....	93
Abbildung 80: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣEPA-PAK vs. Biotests	94
Abbildung 81: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣHetero-PAK vs. Biotests.....	94
Abbildung 82: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣCyanide vs. Biotests.....	94
Abbildung 83: Hotspot 2.2: NO ₃ ⁻ -Variante, Probenahmestelle Ablauf, Ergebnisvergleich ΣBTEX vs. Biotests	95
Abbildung 84 Korrelation der ΣEPA-PAK- Messwerte mit den Leuchtbakterien EC20-Werten von HS1	95
Abbildung 85: Korrelation der ΣEPA-PAK- Messwerte mit den Leuchtbakterien EC50-Werten von HS1	96
Abbildung 86: Korrelation der ΣHetero-PAK-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC20- Werten von HS1	97
Abbildung 87: Korrelation der ΣHetero-PAK-Messwerte mit den Leuchtbakterien EC50- Werten von HS1	97
Abbildung 88: Korrelation der ΣPAK _{gesamt} -Messwerte mit den Leuchtbakterien EC20-Werten von HS1.	98
Abbildung 89: Korrelation der ΣPAK _{gesamt} -Messwerte mit den Leuchtbakterien EC50-Werten von HS1	99

Anhang

Anhang 1: Ist-Zustand Bestimmung – Analyseergebnisse

Int. Probennr.	083189/01	083189/02	083189/03	083189/04
externe Bez.	Gaswerk B4	EBR 12	KBR 34	SPB 3
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	2,23 ± 0,22	1,66 ± 0,17	14,9 ± 1,5	3,89 ± 0,39
Chlorid Wasser - mg/L	117 ± 11,7	132 ± 13,2	57,0 ± 5,7	111 ± 11,1
Nitrat Wasser - mg/L	57,7 ± 5,7	47,1 ± 4,7	< 1,000	< 1,000
Sulfat Wasser - mg/L	160 ± 16,0	160 ± 16,0	65 ± 6,5	240 ± 24,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	7,47274 ± 0,7	7,8097 ± 0,8	12,8741 ± 1	9,7324 ± 1,0
Benzol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00013 ± 0,00003	0,00564 ± 0,00113	0,00211 ± 0,00042
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	455,963 ± 50	476,524 ± 50	785,538 ± 80	593,841 ± 60
Toluol Wasser - mg/L	0,00025 ± 0,00005	0,00058 ± 0,00012	0,00071 ± 0,00014	0,00025 ± 0,00005
Ethylbenzol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00012 ± 0,00002	0,00133 ± 0,00027	0,00060 ± 0,00012
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00020 ± 0,00004	0,00048 ± 0,00010	0,00148 ± 0,00030	0,00037 ± 0,00007
o-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00017 ± 0,00003	0,00251 ± 0,00050	0,00029 ± 0,00006
Naphthalin Wasser - µg/L	0,040 ± 0,008	0,084 ± 0,017	1,86 ± 0,37	1,09 ± 0,22
Acenaphthylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	1,69 ± 0,34	2,39 ± 0,48
Acenaphthen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	149 ± 30	135 ± 27
Fluoren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	81,1 ± 16,2	0,895 ± 0,179
Phenanthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	127 ± 25	0,265 ± 0,053
Anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	5,21 ± 1,04	0,683 ± 0,137
Fluoranthen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	31,6 ± 6,3	4,99 ± 1,00
Pyren Wasser - µg/L	0,058 ± 0,012	< 0,025	16,8 ± 3,4	2,15 ± 0,43
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	2,16 ± 0,43	< 0,025
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	1,43 ± 0,29	< 0,025
Benzo(b)fluoranthen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	1,08 ± 0,22	< 0,025
Benzo(k)fluoranthen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,956 ± 0,191	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,882 ± 0,176	< 0,025
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,342 ± 0,068	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,123 ± 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylene Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,282 ± 0,056	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	0,037 ± 0,004	< 0,030	0,454 ± 0,045	1,54 ± 0,15
Kalium Wasser - mg/L	16,4 ± 1,6	15,5 ± 1,6	9,04 ± 0,90	8,78 ± 0,88
Calcium Wasser - mg/L	145 ± 15	154 ± 15	223 ± 22	196 ± 20
Magnesium Wasser - mg/L	47,5 ± 4,8	46,3 ± 4,6	29,8 ± 3,0	50,6 ± 5,1
Mangan Wasser - mg/L	0,038 ± 0,004	0,120 ± 0,012	0,610 ± 0,061	0,428 ± 0,043
Natrium Wasser - mg/L	61,0 ± 6,1	67,5 ± 6,8	30,6 ± 3,1	57,0 ± 5,7
BTEX Wasser - mg/L	< 0,00060	0,00149 ± 0,00015	0,01167 ± 0,0012	0,00362 ± 0,0004
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	< 0,400	< 0,400	422 ± 84	147 ± 29
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	< 0,006	< 0,006	0,046 ± 0,005	0,007 ± 0,001
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	< 0,005	0,082 ± 0,008	0,005 ± 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,026 ± 0,003	0,068 ± 0,007	0,353 ± 0,04	0,021 ± 0,002
Ammonium Wasser - mg/L	0,014 ± 0,001	0,017 ± 0,002	2,38 ± 0,2	4,28 ± 0,4
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	4,4 ± 0,4	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,20 ± 0,020	0,13 ± 0,013	0,06 ± 0,006	< 0,01
KMnO4-Index Wasser- mg/L	0,99 ± 0,10	0,87 ± 0,09	15 ± 1	2,3 ± 0,2

Int. Probennr.	083189/05	083189/06	083189/07	083189/08
externe Bez.	EBR 11	EBR 7	SPB 4	EBR 5
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	2,51 ± 0,25	10,8 ± 1,1	5,18 ± 0,52	4,17 ± 0,42
Chlorid Wasser - mg/L	167 ± 16,7	83,0 ± 8,3	110 ± 11,0	93,2 ± 9,3
Nitrat Wasser - mg/L	5,90 ± 0,6	< 1,000	< 1,000	< 1,000
Sulfat Wasser - mg/L	160 ± 16,0	41 ± 4,1	31 ± 3,1	120 ± 12,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	8,06738 ± 0,8	13,1714 ± 1	9,65311 ± 1,0	10,555 ± 1
Benzol Wasser - mg/L	< 0,00010	803,678 ± 80	0,00111 ± 0,00022	0,04256 ± 0,00851
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	492,247 ± 50	0,77400 ± 0,15480	589,003 ± 60	644,033 ± 60
Toluol Wasser - mg/L	0,00050 ± 0,00010	0,00825 ± 0,00165	0,00052 ± 0,00010	0,00105 ± 0,00021
Ethylbenzol Wasser - mg/L	0,00011 ± 0,00002	0,11760 ± 0,02352	0,00156 ± 0,00031	0,00217 ± 0,00043
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00045 ± 0,00009	0,01582 ± 0,00316	0,00637 ± 0,00127	0,00402 ± 0,00080
o-Xylol Wasser - mg/L	0,00016 ± 0,00003	0,04676 ± 0,00935	0,00307 ± 0,00061	0,00067 ± 0,00013
Naphthalin Wasser - µg/L	0,050 ± 0,010	77,7 ± 15,5	1,63 ± 0,33	2,53 ± 0,51
Acenaphthylen Wasser - µg/L	< 0,025	2,17 ± 0,43	1,37 ± 0,27	2,86 ± 0,57
Acenaphthen Wasser - µg/L	0,177 ± 0,035	190 ± 38	18,6 ± 3,7	262 ± 52
Fluoren Wasser - µg/L	< 0,025	74,5 ± 14,9	8,02 ± 1,60	18,7 ± 3,7
Phenanthren Wasser - µg/L	< 0,025	87,3 ± 17,5	0,262 ± 0,052	3,28 ± 0,66
Anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	8,33 ± 1,67	1,53 ± 0,31	1,15 ± 0,23
Fluoranthren Wasser - µg/L	0,032 ± 0,006	13,0 ± 2,6	1,54 ± 0,31	1,56 ± 0,31
Pyren Wasser - µg/L	0,236 ± 0,047	8,48 ± 1,70	0,963 ± 0,193	0,568 ± 0,114
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	0,418 ± 0,084	0,131 ± 0,026	< 0,025
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	0,337 ± 0,067	0,149 ± 0,030	< 0,025
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	0,044 ± 0,009	0,048 ± 0,010	< 0,025
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	0,032 ± 0,006	0,048 ± 0,010	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	0,034 ± 0,007	0,057 ± 0,011	< 0,025
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,033 ± 0,007	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylene Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,027 ± 0,005	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	0,289 ± 0,029	0,342 ± 0,034	0,313 ± 0,031	0,318 ± 0,032
Kalium Wasser - mg/L	13,3 ± 1,3	9,76 ± 0,98	8,63 ± 0,86	8,52 ± 0,85
Calcium Wasser - mg/L	157 ± 16	179 ± 18	146 ± 15	181 ± 18
Magnesium Wasser - mg/L	40,7 ± 4,1	46,2 ± 4,6	30,8 ± 3,1	42,6 ± 4,3
Mangan Wasser - mg/L	0,261 ± 0,026	0,092 ± 0,009	0,440 ± 0,044	0,462 ± 0,046
Natrium Wasser - mg/L	87,9 ± 8,8	42,2 ± 4,2	50,4 ± 5,0	49,7 ± 5,0
BTEX Wasser - mg/L	0,00122 ± 0,0001	0,96243 ± 0,1	0,01264 ± 0,001	0,05046 ± 0,005
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	0,495 ± 0,099	462 ± 92	34,4 ± 6,9	292 ± 58
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	< 0,006	0,036 ± 0,004	< 0,006	0,006 ± 0,001
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	0,067 ± 0,007	< 0,005	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,021 ± 0,002	0,363 ± 0,04	0,230 ± 0,023	0,430 ± 0,04
Ammonium Wasser - mg/L	0,978 ± 0,1	11,7 ± 1,2	6,13 ± 0,6	6,62 ± 0,7
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	7,8 ± 0,8	< 0,10	0,13 ± 0,01
Nitrit Wasser - mg/L	0,11 ± 0,01	0,08 ± 0,008	< 0,01	< 0,01
KMnO4-Index Wasser- mg/L	2,4 ± 0,2	17 ± 2	3,7 ± 0,4	3,4 ± 0,3

Int. Probennr.	083189/09	083189/10	083189/11	083189/12
externe Bez.	SPB 5	EBR 8	EBR 6	Gaswerk 3
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	1,54 ± 0,15	3,31 ± 0,33	5,22 ± 0,52	1,88 ± 0,19
Chlorid Wasser - mg/L	119 ± 12,0	116 ± 11,6	101 ± 10,1	79,3 ± 8,0
Nitrat Wasser - mg/L	62,0 ± 6,2	< 1,000	< 1,000	59,6 ± 6,0
Sulfat Wasser - mg/L	170 ± 17,0	110 ± 11,0	200 ± 20,0	190 ± 19,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	8,06738 ± 0,8	9,40534 ± 0,9	11,2686 ± 1	8,66203 ± 0,9
Benzol Wasser - mg/L	0,00016 ± 0,00003	0,04774 ± 0,00955	0,00413 ± 0,00083	< 0,00010
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	492,247 ± 50	573,885 ± 60	687,575 ± 70	528,53 ± 50
Toluol Wasser - mg/L	0,00038 ± 0,00007	0,00120 ± 0,00024	0,00037 ± 0,00007	0,00034 ± 0,00007
Ethylbenzol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00979 ± 0,00196	0,00017 ± 0,00003	< 0,00010
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00030 ± 0,00006	0,00391 ± 0,00078	0,00045 ± 0,00009	0,00034 ± 0,00007
o-Xylol Wasser - mg/L	0,00015 ± 0,00003	0,00245 ± 0,00049	0,00018 ± 0,00003	0,00014 ± 0,00003
Naphthalin Wasser - µg/L	0,068 ± 0,014	5,72 ± 1,14	0,112 ± 0,022	0,062 ± 0,012
Acenaphthylen Wasser - µg/L	< 0,025	15,8 ± 3,2	4,76 ± 0,95	< 0,025
Acenaphthen Wasser - µg/L	0,231 ± 0,046	144 ± 29	232 ± 46	0,290 ± 0,058
Fluoren Wasser - µg/L	0,029 ± 0,006	40,7 ± 8,1	1,91 ± 0,38	< 0,025
Phenanthren Wasser - µg/L	< 0,025	4,70 ± 0,94	1,83 ± 0,37	< 0,025
Anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	2,36 ± 0,47	1,70 ± 0,34	< 0,025
Fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	13,8 ± 2,8	10,00 ± 2,00	< 0,025
Pyren Wasser - µg/L	< 0,025	6,39 ± 1,28	3,71 ± 0,74	< 0,025
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	0,207 ± 0,041	0,027 ± 0,005	< 0,250
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	0,133 ± 0,027	< 0,025	< 0,025
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	< 0,030	0,199 ± 0,020	0,353 ± 0,035	0,055 ± 0,006
Kalium Wasser - mg/L	16,2 ± 1,6	11,4 ± 1,1	8,95 ± 0,90	15,8 ± 1,6
Calcium Wasser - mg/L	154 ± 15	148 ± 15	198 ± 20	161 ± 16
Magnesium Wasser - mg/L	49,5 ± 5,0	42,8 ± 4,3	54,5 ± 5,5	57,5 ± 5,8
Mangan Wasser - mg/L	< 0,030	0,290 ± 0,029	0,344 ± 0,034	0,116 ± 0,012
Natrium Wasser - mg/L	63,4 ± 6,3	57,5 ± 5,8	52,2 ± 5,2	44,3 ± 4,4
BTEX Wasser - mg/L	0,00098 ± 0,0001	0,06509 ± 0,0065	0,00529 ± 0,00053	0,00082 ± 0,00008
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	< 0,400	234 ± 47	256 ± 51	< 0,625
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	< 0,006	0,018 ± 0,002	0,006 ± 0,001	0,007 ± 0,001
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	0,005 ± 0,0005	< 0,005	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,049 ± 0,005	0,071 ± 0,007	0,026 ± 0,003	0,032 ± 0,003
Ammonium Wasser - mg/L	0,044 ± 0,004	6,58 ± 0,66	5,39 ± 0,54	0,032 ± 0,003
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10 (0,01)	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,15 ± 0,02
KMnO4-Index Wasser- mg/L	0,95 ± 0,10	3,9 ± 0,4 mg/L	3,6 ± 0,4	1,1 ± 0,1

Int. Probennr.	083189/13	083189/14	083189/15
externe Bez.	Gaswerk 102	KB 30	KB 29
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	4,09 ± 0,41	2,01 ± 0,20	0,786 ± 0,079
Chlorid Wasser - mg/L	88,5 ± 9,0	29,0 ± 3,0	13,2 ± 1,3
Nitrat Wasser - mg/L	29,0 ± 3,0	< 1,000	< 1,000
Sulfat Wasser - mg/L	54 ± 5,4	110 ± 11,0	38 ± 3,8
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	4,90584 ± 0,5	7,47274 ± 0,7	5,60951 ± 0,6
Benzol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00019 ± 0,00004	0,00195 ± 0,00039
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	299,339 ± 30	455,963 ± 50	342,275 ± 30
Toluol Wasser - mg/L	0,00017 ± 0,00003	0,00046 ± 0,00009	0,00213 ± 0,00043
Ethylbenzol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00012 ± 0,00002	0,00368 ± 0,00074
m,p-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00020	0,00043 ± 0,00009	0,00262 ± 0,00052
o-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00017 ± 0,00003	0,00293 ± 0,00059
Naphthalin Wasser - µg/L	0,046 ± 0,009	0,139 ± 0,028	24,9 ± 5,0
Acenaphthylen Wasser - µg/L	0,089 ± 0,018	0,054 ± 0,011	8,29 ± 1,66
Acenaphthen Wasser - µg/L	3,86 ± 0,77	0,904 ± 0,181	5,60 ± 1,12
Fluoren Wasser - µg/L	0,074 ± 0,015	0,614 ± 0,123	9,61 ± 1,92
Phenanthren Wasser - µg/L	0,082 ± 0,016	0,160 ± 0,032	20,7 ± 4,1
Anthracen Wasser - µg/L	0,026 ± 0,005	0,156 ± 0,031	2,62 ± 0,53
Fluoranthren Wasser - µg/L	0,064 ± 0,013	1,47 ± 0,29	7,23 ± 1,45
Pyren Wasser - µg/L	0,049 ± 0,010	0,974 ± 0,195	4,80 ± 0,96
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	0,143 ± 0,029	0,649 ± 0,130
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	0,123 ± 0,025	0,437 ± 0,087
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,047 ± 0,009
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,046 ± 0,009
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	0,041 ± 0,004	0,699 ± 0,070	0,089 ± 0,009
Kalium Wasser - mg/L	9,63 ± 0,96	2,32 ± 0,23	2,24 ± 0,22
Calcium Wasser - mg/L	92,2 ± 9,2	132 ± 13	83,0 ± 8,3
Magnesium Wasser - mg/L	14,5 ± 1,4	34,3 ± 3,4	20,8 ± 2,1
Mangan Wasser - mg/L	0,079 ± 0,008	0,164 ± 0,016	0,189 ± 0,019
Natrium Wasser - mg/L	58,9 ± 5,9	14,7 ± 1,5	12,2 ± 1,2
BTEX Wasser - mg/L	< 0,00060	0,00137 ± 0,00014	0,01330 ± 0,0013
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	4,29 ± 0,86	4,74 ± 0,95	85,0 ± 17,0
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	0,006 ± 0,001	< 0,006	< 0,006
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	< 0,005	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,474 ± 0,05	0,034 ± 0,003	0,025 ± 0,003
Ammonium Wasser - mg/L	0,146 ± 0,015	0,169 ± 0,02	0,202 ± 0,02
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,03 ± 0,003	< 0,01	< 0,01
KMnO4-Index Wasser- mg/L	2,8 ± 0,3	1,7 ± 0,2	0,95 ± 0,10

Int. Probennr.	083190/01	083190/02	083190/03	083190/04
externe Bez.	11,13/30	Dietzl 1	11,13/26	11,13/24
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	1,99 ± 0,20	1,87 ± 0,19	1,50 ± 0,15	1,64 ± 0,16
Chlorid Wasser - mg/L	124 ± 12,4	92,8 ± 9,3	112 ± 11,2	121 ± 12,1
Nitrat Wasser - mg/L	2,05 ± 0,2	52,2 ± 5,2	56,7 ± 5,8	39 ± 4,0
Sulfat Wasser - mg/L	180 ± 18,0	160 ± 16,0	160 ± 16,0	180 ± 18,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	7,9881 ± 0,8	7,28443 ± 0,7	8,13676 ± 0,8	8,11694 ± 0,8
Benzol Wasser - µg/L	0,00038 ± 0,00008	0,00028 ± 0,00006	< 0,00010	< 0,00010
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	487,409 ± 50	444,473 ± 40	496,48 ± 50	495,27 ± 50
Toluol Wasser - mg/L	< 0,00010	0,00014 ± 0,00003	0,00020 ± 0,00004	< 0,00010
Ethylbenzol Wasser - mg/L	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010
m,p-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00020	< 0,00020	< 0,00020	< 0,00020
o-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010
Naphthalin Wasser - µg/L	0,138 ± 0,028	0,132 ± 0,026	0,098 ± 0,020	0,087 ± 0,018
Acenaphthylen Wasser - µg/L	0,071 ± 0,014	0,091 ± 0,018	0,064 ± 0,013	0,092 ± 0,018
Acenaphthen Wasser - µg/L	2,22 ± 0,44	2,41 ± 0,48	1,64 ± 0,33	2,07 ± 0,41
Fluoren Wasser - µg/L	0,184 ± 0,037	0,265 ± 0,053	0,180 ± 0,036	0,188 ± 0,038
Phenanthren Wasser - µg/L	< 0,025	0,026 ± 0,005	< 0,025	< 0,025
Anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	0,034 ± 0,007	< 0,025	< 0,025
Pyren Wasser - µg/L	0,069 ± 0,014	< 0,025	< 0,025	0,158 ± 0,032
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylene Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	0,222 ± 0,022	0,030 ± 0,003	< 0,030	0,106 ± 0,011
Kalium Wasser - mg/L	12,0 ± 1,2	12,8 ± 1,3	13,2 ± 1,3	13,6 ± 1,4
Calcium Wasser - mg/L	158 ± 16	145 ± 15	165 ± 17	164 ± 16
Magnesium Wasser - mg/L	45,6 ± 4,6	52,9 ± 5,3	48,9 ± 4,9	50,9 ± 5,1
Mangan Wasser - mg/L	0,215 ± 0,021	< 0,030	0,101 ± 0,010	0,110 ± 0,011
Natrium Wasser - mg/L	67,1 ± 6,7	52,8 ± 5,3	58,5 ± 5,8	64,7 ± 6,5
BTEX Wasser - mg/L	< 0,00060	< 0,00060	< 0,00060	< 0,00060
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	2,68 ± 0,54	2,96 ± 0,59	1,99 ± 0,40	2,60 ± 0,52
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	0,028 ± 0,003	< 0,006	< 0,006	< 0,006
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	< 0,005	< 0,005	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,03 ± 0,003	0,042 ± 0,004	0,029 ± 0,003	0,023 ± 0,002
Ammonium Wasser - mg/L	0,256 ± 0,026	< 0,010	< 0,010	< 0,010
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,03 ± 0,003	0,03 ± 0,003	0,1 ± 0,01	0,29 ± 0,03
KMnO4-Index Wasser- mg/L	0,72 ± 0,07	0,52 ± 0,05	0,54 ± 0,05	0,67 ± 0,07

Int. Probennr.	083190/05	083190/06	083190/07	083190/08
externe Bez.	11,13/23	11,13/29	11,13/34	11,13/6 Brunnen
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	3,26 ± 0,33	4,23 ± 0,42	4,54 ± 0,45	1,13 ± 0,11
Chlorid Wasser - mg/L	56,8 ± 5,7	95,8 ± 9,6	87,4 ± 8,8	58,7 ± 5,9
Nitrat Wasser - mg/L	2,35 ± 0,2	< 1,000	< 1,000	76,8 ± 7,7
Sulfat Wasser - mg/L	50 ± 5,0	200 ± 20,0	49 ± 5,0	160 ± 16,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	10,664 ± 1	10,7532 ± 1	11,11 ± 1	6,68978 ± 0,7
Benzol Wasser - µg/L	0,00015 ± 0,00003	0,21980 ± 0,04396	0,00622 ± 0,00124	0,00064 ± 0,00013
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	650,684 ± 70	656,127 ± 70	677,898 ± 70	408,19 ± 40
Toluol Wasser - mg/L	0,00026 ± 0,00005	0,00029 ± 0,00006	0,00026 ± 0,00005	0,00045 ± 0,00009
Ethylbenzol Wasser - mg/L	0,00011 ± 0,00002	0,00288 ± 0,00058	< 0,00010	0,00018 ± 0,00004
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00032 ± 0,00006	0,01074 ± 0,00215	0,00042 ± 0,00008	0,00036 ± 0,00007
o-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010	0,00015 ± 0,00003
Naphthalin Wasser - µg/L	1,66 ± 0,33	2,11 ± 0,42	1,90 ± 0,38	5,10 ± 1,02
Acenaphthylen Wasser - µg/L	1,19 ± 0,24	0,842 ± 0,168	3,69 ± 0,74	0,136 ± 0,027
Acenaphthen Wasser - µg/L	21,4 ± 4,3	88,6 ± 17,7	92,5 ± 18,5	3,80 ± 0,76
Fluoren Wasser - µg/L	< 0,250	5,41 ± 1,08	4,01 ± 0,80	0,489 ± 0,098
Phenanthren Wasser - µg/L	< 0,250	< 0,250	< 0,250	0,103 ± 0,021
Anthracen Wasser - µg/L	0,268 ± 0,054	0,258 ± 0,052	1,04 ± 0,21	0,034 ± 0,007
Fluoranthren Wasser - µg/L	1,04 ± 0,21	0,789 ± 0,158	2,64 ± 0,53	0,041 ± 0,008
Pyren Wasser - µg/L	0,272 ± 0,054	0,335 ± 0,067	0,982 ± 0,196	< 0,025
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	0,544 ± 0,054	0,615 ± 0,062	0,053 ± 0,005	< 0,030
Kalium Wasser - mg/L	4,12 ± 0,41	10,6 ± 1,1	7,07 ± 0,71	10,9 ± 1,1
Calcium Wasser - mg/L	159 ± 16	205 ± 21	161 ± 16	135 ± 14
Magnesium Wasser - mg/L	40,5 ± 4,0	54,3 ± 5,4	45,7 ± 4,6	50,4 ± 5,0
Mangan Wasser - mg/L	0,388 ± 0,039	0,277 ± 0,028	0,217 ± 0,022	< 0,030
Natrium Wasser - mg/L	36,4 ± 3,6	56,7 ± 5,7	45,9 ± 4,6	33,1 ± 3,3
BTEX Wasser - mg/L	0,00084 ± 0,00008	0,23371 ± 0,02	0,00690 ± 0,0007	0,00179 ± 0,0002
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	25,8 ± 5,2	98,4 ± 19,7	107 ± 21	9,70 ± 1,94
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	< 0,006	0,065 ± 0,006	< 0,006	< 0,006
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	< 0,005	< 0,005	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,024 ± 0,0024	0,036 ± 0,004	0,026 ± 0,003	0,034 ± 0,034
Ammonium Wasser - mg/L	7,76 ± 0,8	2,22 ± 0,2	8,0 ± 0,8	< 0,010
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,03 ± 0,003	< 0,01	< 0,01	< 0,01
KMnO4-Index Wasser- mg/L	1,6 ± 0,2	2,3 ± 0,2	2,2 ± 0,2	0,38 ± 0,04

Int. Probennr.	083190/09	083190/10	083190/11	083190/12
externe Bez.	11,13/33	11,13/25 Hoch	KB 10	KB 32
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	6,44 ± 0,64	1,95 ± 0,20	11,7 ± 1,2	8,43 ± 0,84
Chlorid Wasser - mg/L	80,2 ± 8,0	83,4 ± 8,3	41 ± 4,1	89,7 ± 9,0
Nitrat Wasser - mg/L	2,65 ± 2,7	29,1 ± 3,0	< 1,000	< 2,00
Sulfat Wasser - mg/L	80 ± 8,0	110 ± 11,0	88 ± 8,8	390 ± 3,9
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	12,2696 ± 1	7,15559 ± 0,7	10,4658 ± 1	11,2091 ± 1
Benzol Wasser - µg/L	0,13118 ± 0,02624	< 0,00010	0,35400 ± 0,07080	< 0,00010
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	748,653 ± 70	436,612 ± 40	638,591 ± 60	683,945 ± 70
Toluol Wasser - mg/L	0,00050 ± 0,00010	0,00013 ± 0,00003	0,26900 ± 0,05380	0,00037 ± 0,00007
Ethylbenzol Wasser - mg/L	0,00060 ± 0,00012	< 0,00010	0,17400 ± 0,03480	< 0,00010
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00068 ± 0,00014	< 0,00020	0,34900 ± 0,06980	0,00031 ± 0,00006
o-Xylol Wasser - mg/L	0,00036 ± 0,00007	< 0,00010	0,11284 ± 0,02257	0,00011 ± 0,00002
Naphthalin Wasser - µg/L	0,852 ± 0,170	0,734 ± 0,147	2620 ± 525	4,81 ± 0,96
Acenaphthylen Wasser - µg/L	2,65 ± 0,53	0,068 ± 0,014	9,06 ± 1,81	0,402 ± 0,080
Acenaphthen Wasser - µg/L	191 ± 38	1,09 ± 0,22	512 ± 102	19,4 ± 3,9
Fluoren Wasser - µg/L	20,3 ± 4,1	0,067 ± 0,013	141 ± 28	0,365 ± 0,073
Phenanthren Wasser - µg/L	0,419 ± 0,084	0,028 ± 0,006	56,6 ± 11,3	0,067 ± 0,013
Anthracen Wasser - µg/L	1,90 ± 0,38	< 0,025	7,13 ± 1,43	0,223 ± 0,045
Fluoranthren Wasser - µg/L	11,9 ± 2,4	< 0,025	6,64 ± 1,33	1,31 ± 0,26
Pyren Wasser - µg/L	3,43 ± 0,69	< 0,025	3,39 ± 0,68	1,06 ± 0,21
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,330 ± 0,066	0,095 ± 0,019
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	0,261 ± 0,052	0,090 ± 0,018
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,250	< 0,025
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,250	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,250	0,027 ± 0,005
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,250	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,250	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,250	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	0,173 ± 0,017	0,205 ± 0,021	0,968 ± 0,097	1,03 ± 0,10
Kalium Wasser - mg/L	7,15 ± 0,72	7,75 ± 0,78	8,93 ± 0,89	10,2 ± 1,0
Calcium Wasser - mg/L	186 ± 19	136 ± 14	196 ± 20	298 ± 30
Magnesium Wasser - mg/L	55,0 ± 5,5	36,6 ± 3,7	35,9 ± 3,6	85,7 ± 8,6
Mangan Wasser - mg/L	0,197 ± 0,020	0,080 ± 0,008	0,477 ± 0,048	0,280 ± 0,028
Natrium Wasser - mg/L	45,7 ± 4,6	47,4 ± 4,7	35,1 ± 3,5	62,7 ± 6,3
BTEX Wasser - mg/L	0,13332 ± 0,013	< 0,00060	1,2588 ± 0,125	0,00079 ± 0,00008
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	232 ± 46	1,98 ± 0,40	3360 ± 672	27,9 ± 5,6
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	0,009 ± 0,001	< 0,006	0,012 ± 0,0012	0,033 ± 0,003
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	< 0,005	0,066 ± 0,007	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,024 ± 0,002	0,057 ± 0,006	0,315 ± 0,03	0,033 ± 0,003
Ammonium Wasser - mg/L	11,2 ± 1,12	0,024 ± 0,0024	6,99 ± 0,7	1,97 ± 0,2
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,05 ± 0,005	0,09 ± 0,009	0,02 ± 0,002	0,02 ± 0,002
KMnO4-Index Wasser - mg/L	2,8 ± 0,3	< 0,25	13,0 ± 1,0	3,8 ± 0,4

Int. Probennr.	083190/13	083190/14	083190/15	083190/16
externe Bez.	11.13/22	EBR 3	11.13/17	KB 35
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	6,39 ± 0,64	8,13 ± 0,81	13,0 ± 1,3	11,1 ± 1,1
Chlorid Wasser - mg/L	99,7 ± 10,0	79,1 ± 8,0	55,8 ± 5,6	74,9 ± 7,5
Nitrat Wasser - mg/L	< 1,000	< 1,000	< 1,000	< 1,000
Sulfat Wasser - mg/L	63 ± 6,3	190 ± 19,0	43 ± 4,3	100 ± 10,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	11,3082 ± 1	12,1209 ± 1	14,3508 ± 1	11,4965 ± 1
Benzol Wasser - µg/L	0,14420 ± 0,02884	0,14798 ± 0,02960	1,1000 ± 0,2200	0,45780 ± 0,09156
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	689,991 ± 70	739,58 ± 70	875,641 ± 90	701,481 ± 70
Toluol Wasser - mg/L	0,00038 ± 0,00008	0,00094 ± 0,00019	0,04018 ± 0,00804	0,11700 ± 0,02340
Ethylbenzol Wasser - mg/L	0,00026 ± 0,00005	0,04480 ± 0,00896	0,42980 ± 0,08596	0,20580 ± 0,04116
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00085 ± 0,00017	0,09702 ± 0,01940	2,1850 ± 0,4370	0,74900 ± 0,14980
o-Xylol Wasser - mg/L	0,00012 ± 0,00002	0,05012 ± 0,01002	0,25900 ± 0,05180	0,21700 ± 0,04340
Naphthalin Wasser - µg/L	2,04 ± 0,41	107 ± 21	4450 ± 889	4510 ± 902
Acenaphthylen Wasser - µg/L	2,14 ± 0,43	1,85 ± 0,37	0,663 ± 0,133	3,59 ± 0,72
Acenaphthen Wasser - µg/L	146 ± 29	145 ± 29	152 ± 30	315 ± 63
Fluoren Wasser - µg/L	38,4 ± 7,7	40,9 ± 8,2	54,7 ± 10,9	97,6 ± 19,5
Phenanthren Wasser - µg/L	2,62 ± 0,52	18,3 ± 3,7	14,5 ± 2,9	81,7 ± 16,3
Anthracen Wasser - µg/L	2,35 ± 0,47	1,62 ± 0,32	2,50 ± 0,50	6,65 ± 1,33
Fluoranthren Wasser - µg/L	9,07 ± 1,82	1,42 ± 0,28	1,45 ± 0,29	6,51 ± 1,30
Pyren Wasser - µg/L	4,07 ± 0,81	0,810 ± 0,162	0,773 ± 0,155	3,30 ± 0,66
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	0,184 ± 0,037	< 0,250	< 0,250	0,290 ± 0,058
Chrysen Wasser - µg/L	0,173 ± 0,035	< 0,250	< 0,250	0,241 ± 0,048
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,250	< 0,250	0,088 ± 0,018
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,250	< 0,250	0,093 ± 0,019
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,250	< 0,250	0,095 ± 0,019
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,250	< 0,250	0,052 ± 0,010
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,250	< 0,250	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,250	< 0,250	0,045 ± 0,009
Eisen Wasser - mg/L	0,270 ± 0,027	1,16 ± 0,12	1,03 ± 0,10	0,394 ± 0,039
Kalium Wasser - mg/L	8,73 ± 0,87	9,59 ± 0,96	8,95 ± 0,90	8,43 ± 0,84
Calcium Wasser - mg/L	173 ± 17	236 ± 24	196 ± 20	189 ± 19
Magnesium Wasser - mg/L	45,8 ± 4,6	54,2 ± 5,4	50,7 ± 5,1	43,2 ± 4,3
Mangan Wasser - mg/L	0,196 ± 0,020	0,300 ± 0,030	0,251 ± 0,025	0,422 ± 0,042
Natrium Wasser - mg/L	50,0 ± 5,0	50,0 ± 5,0	41,2 ± 4,1	46,4 ± 4,6
BTEX Wasser - mg/L	0,14581 ± 0,0146	0,34086 ± 0,034	4,0140 ± 0,401	1,7466 ± 0,175
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	207 ± 41	318 ± 64	4670 ± 934	5020 ± 1005
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	0,035 ± 0,035	0,149 ± 0,02	0,079 ± 0,008	0,03 ± 0,003
Phenole (Index) Wasser - mg/L	0,007 ± 0,0007	0,006 ± 0,0006	0,075 ± 0,0075	0,138 ± 0,014
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,285 ± 0,3	0,4 ± 0,04	0,822 ± 0,082	0,42 ± 0,042
Ammonium Wasser - mg/L	12,1 ± 1,2	3,57 ± 0,4	10,6 ± 1,06	17,9 ± 1,80
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	0,13 ± 0,01	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,01 ± 0,001	0,04 ± 0,004	0,02 ± 0,002	0,01 ± 0,001
KMnO4-Index Wasser - mg/L	6,7 ± 0,7	7,3 ± 0,7	15 ± 1	15 ± 1

Int. Probennr.	083190/17	083190/18	083190/19	083190/20
externe Bez.	SP-B 2	11,13/28	11,13/20	EBR 4
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	4,26 ± 0,43	9,13 ± 0,91	3,07 ± 0,31	16,7 ± 1,7
Chlorid Wasser - mg/L	101 ± 10,1	112 ± 11,2	98,2 ± 9,9	77,2 ± 7,7
Nitrat Wasser - mg/L	33,6 ± 3,4	1,38 ± 0,1	< 10,0	< 1,000
Sulfat Wasser - mg/L	270 ± 27,0	190 ± 19,0	120 ± 12,0	16 ± 1,6
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	9,85133 ± 1,0	10,6244 ± 1	9,33596 ± 0,9	13,0822 ± 1
Benzol Wasser - µg/L	0,01442 ± 0,00288	0,00068 ± 0,00014	0,00040 ± 0,00008	2,0440 ± 0,4088
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	601,098 ± 60	648,268 ± 60	569,651 ± 60	798,235 ± 80
Toluol Wasser - mg/L	0,00027 ± 0,00005	0,00130 ± 0,00026	0,00037 ± 0,00007	2,0580 ± 0,4116
Ethylbenzol Wasser - mg/L	0,00029 ± 0,00006	0,00186 ± 0,00037	0,00016 ± 0,00003	0,70000 ± 0,1400
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00037 ± 0,00007	0,00110 ± 0,00022	0,00059 ± 0,00012	3,7240 ± 0,7448
o-Xylol Wasser - mg/L	0,00018 ± 0,00004	0,00093 ± 0,00019	0,00013 ± 0,00003	1,0650 ± 0,2130
Naphthalin Wasser - µg/L	14,7 ± 2,9	12,7 ± 2,5	3,45 ± 0,69	2740 ± 547
Acenaphthylen Wasser - µg/L	1,32 ± 0,26	1,54 ± 0,31	1,56 ± 0,31	5,56 ± 1,11
Acenaphthen Wasser - µg/L	76,5 ± 15,3	126 ± 25	83,8 ± 16,8	349 ± 70
Fluoren Wasser - µg/L	8,04 ± 1,61	43,0 ± 8,6	0,531 ± 0,106	97,3 ± 19,5
Phenanthren Wasser - µg/L	0,230 ± 0,046	7,54 ± 1,51	0,175 ± 0,035	62,2 ± 12,4
Anthracen Wasser - µg/L	0,419 ± 0,084	1,57 ± 0,31	0,736 ± 0,147	3,64 ± 0,73
Fluoranthren Wasser - µg/L	1,85 ± 0,37	1,60 ± 0,32	4,14 ± 0,83	4,08 ± 0,82
Pyren Wasser - µg/L	1,22 ± 0,24	0,803 ± 0,161	1,73 ± 0,35	1,91 ± 0,38
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	0,038 ± 0,008	< 0,025	< 0,250
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	0,044 ± 0,009	< 0,025	< 0,250
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,250
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,250
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,250
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,250
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,250
Benzo(g,h,i)perylene Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025	< 0,250
Eisen Wasser - mg/L	0,432 ± 0,043	0,565 ± 0,057	0,080 ± 0,008	0,684 ± 0,068
Kalium Wasser - mg/L	11,0 ± 1,1	9,53 ± 0,95	7,54 ± 0,75	8,54 ± 0,85
Calcium Wasser - mg/L	230 ± 23	211 ± 21	162 ± 16	177 ± 18
Magnesium Wasser - mg/L	55,5 ± 5,5	56,0 ± 5,6	45,9 ± 4,6	48,6 ± 4,9
Mangan Wasser - mg/L	0,192 ± 0,019	0,174 ± 0,017	0,194 ± 0,019	0,174 ± 0,017
Natrium Wasser - mg/L	59,7 ± 6,0	60,4 ± 6,0	52,1 ± 5,2	50,9 ± 5,1
BTEX Wasser - mg/L	0,01553 ± 0,00155	0,00587 ± 0,0006	0,00165 ± 0,0002	9,5910 ± 0,960
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	104 ± 21	195 ± 39	96,1 ± 19,2	3260 ± 652
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	0,059 ± 0,006	0,061 ± 0,006	0,021 ± 0,0021	0,061 ± 0,006
Phenole (Index) Wasser - mg/L	0,01 ± 0,001	< 0,005	< 0,005	0,193 ± 0,02
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,071 ± 0,007	0,207 ± 0,02	0,026 ± 0,003	0,394 ± 0,04
Ammonium Wasser - mg/L	0,587 ± 0,06	0,57 ± 0,06	8,7 ± 0,9	6,43 ± 0,6
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	< 0,10	0,22 ± 0,02
Nitrit Wasser - mg/L	0,27 ± 0,03	0,02 ± 0,002	0,03 ± 0,003	0,02 ± 0,002
KMnO4-Index Wasser- mg/L	2,3 ± 0,2	9,3 ± 0,9	1,5 ± 0,1	20 ± 2

Int. Probennr.	083190/21	083190/22	083190/23
externe Bez.	11,13/6	11,13/31	E 4
Parameter	Messwert	Messwert	Messwert
DOC als NPOC Wasser - mg/L	1,54 ± 0,15	< 0,500	1,53 ± 0,15
Chlorid Wasser - mg/L	45,1 ± 4,5	10,8 ± 1,1	127 ± 12,7
Nitrat Wasser - mg/L	65,6 ± 6,6	7,44 ± 0,7	58,4 ± 5,8
Sulfat Wasser - mg/L	140 ± 14	33 ± 3,3	170 ± 17,0
Säurekap. pH 8,2 p-Wert Wasser - mmol/L	0	0	0
Säurekap. pH 4,3 m-Wert Wasser - mmol/L	6,36273 ± 0,6	3,92467 ± 0,4	7,91872 ± 0,8
Benzol Wasser - µg/L	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010
Hydrogencarbonat Wasser - mg/L	388,234 ± 40	239,471 ± 20	483,176 ± 50
Toluol Wasser - mg/L	0,00018 ± 0,00004	0,00012 ± 0,00002	< 0,00010
Ethylbenzol Wasser - mg/L	0,00012 ± 0,00002	< 0,00010	< 0,00010
m,p-Xylol Wasser - mg/L	0,00023 ± 0,00005	0,00022 ± 0,00004	< 0,00020
o-Xylol Wasser - mg/L	< 0,00010	< 0,00010	< 0,00010
Naphthalin Wasser - µg/L	3,46 ± 0,69	2,01 ± 0,40	2,21 ± 0,44
Acenaphthylen Wasser - µg/L	0,075 ± 0,015	0,084 ± 0,017	0,093 ± 0,019
Acenaphthen Wasser - µg/L	2,39 ± 0,48	1,50 ± 0,30	2,86 ± 0,57
Fluoren Wasser - µg/L	0,175 ± 0,035	0,190 ± 0,038	0,211 ± 0,042
Phenanthren Wasser - µg/L	0,026 ± 0,005	0,043 ± 0,009	0,034 ± 0,007
Anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	0,035 ± 0,007	< 0,025
Pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(a)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Chrysen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(b)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(k)fluoranthren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(a)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Indeno(1,2,3-cd)pyren Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Dibenzo(a,h)anthracen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Benzo(g,h,i)perylen Wasser - µg/L	< 0,025	< 0,025	< 0,025
Eisen Wasser - mg/L	< 0,030	< 0,030	0,061 ± 0,006
Kalium Wasser - mg/L	9,49 ± 0,95	3,56 ± 0,36	12,0 ± 1,2
Calcium Wasser - mg/L	122 ± 12	59,8 ± 6,0	167 ± 17
Magnesium Wasser - mg/L	47,9 ± 4,8	15,7 ± 1,6	51,7 ± 5,2
Mangan Wasser - mg/L	< 0,030	< 0,030	< 0,030
Natrium Wasser - mg/L	29,0 ± 2,9	10,1 ± 1,0	66,8 ± 6,7
BTEX Wasser - mg/L	< 0,00060	< 0,00060	< 0,00060
PAK (16/EPA) Wasser - µg/L	6,13 ± 1,23	3,87 ± 0,77	5,41 ± 1,08
Cyanide frei Wasser - mg/L (TS)	< 0,006	< 0,006	0,006 ± 0,0006
Phenole (Index) Wasser - mg/L	< 0,005	< 0,005	< 0,005
o-Phosphat Wasser - mg/L	0,041 ± 0,0041	0,021 ± 0,002	0,028 ± 0,003
Ammonium Wasser - mg/L	< 0,010	< 0,010	< 0,010
Sulfid Wasser - mg/L	< 0,10	< 0,10	< 0,10
Nitrit Wasser - mg/L	0,02 ± 0,002	< 0,01	0,01 ± 0,001
KMnO4-Index Wasser - mg/L	0,67 ± 0,07	0,28 ± 0,03	0,66 ± 0,07

Auswertung Hetero-PAK

Int. Probennr.	083189/01	083189/02	083189/03	083189/04	083189/05
externe Bez.	Gaswerk Kernzone B4	EBR 12	KBR 34	SPB 3	EBR 11
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	<0,1	<0,1	0,68 \pm 0,14	0,35 \pm 0,07	<0,1
Benzo(b)thiophen	<0,1	<0,1	<0,1	0,69 \pm 0,14	<0,1
2,3-Dimethylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	0,3 \pm 0,06	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	<0,1	<0,1	2,16 \pm 0,43	0,65 \pm 0,13	<0,1
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	<0,1	1,13 \pm 0,23	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
4-Methyldibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	0,34 \pm 0,07	<0,1
Xanthen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	<0,1	<0,1	0,96 \pm 0,19	0,5 \pm 0,10	<0,1
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Carbazol	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	<0,1	<0,1	3,71 \pm 0,63	<0,1	<0,1
Acridinon	<0,1	<0,1	7,7 \pm 1,54	<0,1	<0,1
Summe Hetero-PAK	0	0	16,34 \pm 3,27	2,83 \pm 0,57	0

Int. Probennr.	083189/06	083189/07	083189/08	083189/09	083189/10
externe Bez.	EBR 7	SPB 4	EBR 5	SPB 5	EBR 8
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	<0,1	<0,1	3,92 \pm 0,78	<0,1	2,26 \pm 0,45
Benzo(b)thiophen	54,1 \pm 10,82	0,108 \pm 0,02	2,62 \pm 0,52	<0,1	16,81 \pm 3,36
2,3-Dimethylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	3,02 \pm 0,60	1,023 \pm 0,20	5,83 \pm 1,20	<0,1	<0,1
2,6-Dimethylhchinolin	0,32 \pm 0,64	0,328 \pm 0,07	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
4-Methyldibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	0,127 \pm 0,03	0,75 \pm 0,15
Xanthen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	1,02 \pm 0,20	<0,1	<0,1	<0,1	1,28 \pm 0,26
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	1,15 \pm 0,23
Carbazol	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	2,67 \pm 0,53	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Acridinon	9,21 \pm 1,84	<0,1	<0,1	<0,1	8,95 \pm 1,79
Summe Hetero-PAK	70,34 \pm 14,07	1,459 \pm 0,29	12,37 \pm 2,50	0,127 \pm 0,03	31,2 \pm 6,24

Int. Probennr.	083189/11	083189/12	083189/13	083189/14	083189/15
externe Bez.	EBR 6	Gaswerk 3	Gaswerk 102	KB 30	KB 29
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	1,97 \pm 0,39	<0,1	<0,1	<0,1	0,139 \pm 0,03
Benzo(b)thiophen	0,26 \pm 0,05	<0,1	<0,1	<0,1	4,844 \pm 0,97
2,3-Dimethylbenzofuran	0,38 \pm 0,08	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	1,36 \pm 0,27	<0,1	<0,1	<0,1	0,387 \pm 0,08
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	0,227 \pm 0,05	5,425 \pm 1,09
4-Methyldibenzofuran	12,21 \pm 2,44	<0,1	<0,1	0,164 \pm 0,03	1,204 \pm 0,24
Xanthen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	4,49 \pm 0,90	<0,1	<0,1	<0,1	0,479 \pm 0,09
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Carbazol	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Acridinon	5,17 \pm 1,03	<0,1	<0,1	<0,1	0,162 \pm 0,03
Summe Hetero-PAK	25,84 \pm 5,17	0	0	0,391 \pm 0,08	12,64 \pm 2,53

Int. Probennr.	083190/01	083190/02	083190/03	083190/04	083190/05
externe Bez.	11.13/30	Dietzl 1	11.13/26	11.13/24	11.13/23
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	1,013 \pm 0,20
Benzo(b)thiophen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,248 \pm 0,05
2,3-Dimethylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,256 \pm 0,51
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
4-Methyldibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	1,667 \pm 0,33
Xanthen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,704 \pm 0,14
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Carbazol	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	0,142 \pm 0,03
Phenanthridinon	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	1,542 \pm 0,31
Acridinon	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	1,252 \pm 0,25
Summe Hetero-PAK	0	0	0	0	6,824 \pm 1,36

Int. Probennr.	083190/06	083190/07	083190/08	083190/09	083190/10
externe Bez.	11.13/29	11.13/34	11.13/6 Brunnen	11.13/33	11.13/25 Hoch
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	3,738 \pm 0,75	1,45 \pm 0,29	<0,1	0,13 \pm 0,03	<0,1
Benzo(b)thiophen	2,83 \pm 0,57	0,425 \pm 0,08	0,316 \pm 0,06	0,94 \pm 0,19	<0,1
2,3-Dimethylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	3,433 \pm 0,69	1,742 \pm 0,35	<0,1	3,02 \pm 0,60	<0,1
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	3,208 \pm 0,64	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
4-Methyldibenzofuran	4,479 \pm 0,89	0,394 \pm 0,08	<0,1	<0,1	<0,1
Xanthen	0,053 \pm 0,01	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	0,536 \pm 0,11	0,871 \pm 0,17	<0,1	1,67 \pm 0,33	<0,1
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Carbazol	0,335 \pm 0,07	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Acridinon	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Summe Hetero-PAK	18,612 \pm 3,72	4,882 \pm 0,98	0,316 \pm 0,06	5,76 \pm 1,15	0

Int. Probennr.	083190/11	083190/12	083190/13	083190/14	083190/15
externe Bez.	KB 10	KB 32	11.13/22	EBR 3	11.13/17
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	34,2 \pm 6,84	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	10,1 \pm 2,02	<0,1	0,877 \pm 0,17	<0,1	<0,1
Benzo(b)thiophen	418 \pm 83,60	0,188 \pm 0,038	0,938 \pm 0,19	20,259 \pm 4,05	531 \pm 106,20
2,3-Dimethylbenzofuran	2,44 \pm 0,49	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	1,49 \pm 0,30
3-Methylbenzothiophen	31,7	<0,1	2,677 \pm 0,54	4,76 \pm 0,95	15,75 \pm 3,15
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	405 \pm 81,00	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
4-Methyldibenzofuran	24,3 \pm 4,86	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Xanthen	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	4,64 \pm 0,93	<0,1	0,603 \pm 0,12	0,142 \pm 0,028	0,53 \pm 0,11
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Carbazol	24,1 \pm 4,82	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	10,7 \pm 2,14	<0,1	<0,1	0,188 \pm 0,04	<0,1
Acridinon	1,61 \pm 0,32	<0,1	<0,1	0,437 \pm 0,09	0,224 \pm 0,04
Summe Hetero-PAK	966,79 \pm 193,36	0,188 \pm 0,038	5,095 \pm 1,02	25,786 \pm 5,16	548,994 \pm 109,80

Int. Probennr.	083190/16	083190/17	083190/18	083190/19	083190/20
externe Bez.	KB 35	SP-B 2	11.13/28	11.13/20	EBR 4
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	79,2 \pm 15,84	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	22,7 \pm 4,54	<0,1	<0,1	1,027 \pm 0,21	<0,1
Benzo(b)thiophen	347 \pm 69,40	0,451 \pm 0,09	1,957 \pm 0,40	0,481 \pm 0,10	352 \pm 70,40
2,3-Dimethylbenzofuran	2,25 \pm 0,445	<0,1	<0,1	0,149 \pm 0,03	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1	0,185 \pm 0,04	<0,1
Isochinolin	4,56 \pm 0,912	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	20,6 \pm 4,12	1,27	2,627 \pm 0,53	1,226 \pm 0,25	26,07 \pm 5,21
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	0,308 \pm 0,62	0,561 \pm 0,11	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	210 \pm 42,00	<0,1	<0,1	<0,1	4,69 \pm 0,94
4-Methylidibenzofuran	123,8 \pm 24,76	0,133 \pm 0,27	<0,1	<0,1	3,72 \pm 0,74
Xanthen	1,29 \pm 0,26	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	5,09 \pm 1,02	0,22 \pm 0,04	<0,1	0,733 \pm 0,15	1,31 \pm 0,26
Acridin	0,75 \pm 0,15	0,166 \pm 0,03	<0,1	0,260 \pm 0,05	<0,1
Carbazol	14,8 \pm 2,96	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	9,63 \pm 1,93	<0,1	<0,1	<0,1	13,53 \pm 2,71
Acridinon	1,61 \pm 0,32	1,444 \pm 0,29	<0,1	1,608 \pm 0,32	2,3 \pm 0,46
Summe Hetero-PAK	843,28 \pm 168,66	3,992 \pm 0,80	5,145 \pm 1,03	5,669 \pm 1,13	403,62 \pm 80,72

Int. Probennr.	083190/21	083190/22	083190/23
externe Bez.	11.13/6	11.13/31	E 4
Parameter	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]	Messwert [$\mu\text{g/l}$]
Benzofuran	<0,1	<0,1	<0,1
2-Methylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1
Benzo(b)thiophen	3,769 \pm 0,75	0,154 \pm 0,03	<0,1
2,3-Dimethylbenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1
Chinolin	<0,1	<0,1	<0,1
Isochinolin	<0,1	<0,1	<0,1
3-Methylbenzothiophen	0,306 \pm 0,06	<0,1	<0,1
2,6-Dimethylhchinolin	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1
4-Methylidibenzofuran	<0,1	<0,1	<0,1
Xanthen	<0,1	<0,1	<0,1
Dibenzothiophen	<0,1	<0,1	<0,1
Acridin	<0,1	<0,1	<0,1
Carbazol	<0,1	<0,1	<0,1
Phenanthridinon	<0,1	<0,1	<0,1
Acridinon	<0,1	<0,1	<0,1
Summe Hetero-PAK	4,075 \pm 0,82	0,154 \pm 0,03	0

Anhang 2: Ist – Zustand Bestimmung Leuchtbakterientest

Bestimmung der Hemmwirkung von Wasserproben auf die Lichtemission von *Vibrio fischeri* (Leuchtbakterientest) entsprechend DIN EN ISO 11348-3.

Tabelle 1 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083189/01	083189/02	083189/04
externe Bez.	Gaswerk Kernz. B4	EBR 12	SPB 3
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	<10	<10	15,67 ± 3,13

Tabelle 2 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083189/06	083189/07	083189/08
externe Bez.	EBR 7	SPB 4	EBR 5
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	86,87 ± 17,37	59,60 ± 11,92	57,35 ± 11,47

Tabelle 3 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083189/09	083189/10	083189/11
externe Bez.	SPB 5	EBR 8	EBR 6
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	<10	69,19 ± 13,84	41,36 ± 8,27

Tabelle 4 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083189/12	083189/13	083189/14
externe Bez.	Gaswerk 3	Gaswerk 102	KB 30
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	<10	<10	<10

Tabelle 5 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083189/15
externe Bez.	KB 29
Konzentration der Probe %	Hemmung %
50	<10

Tabelle 6 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083190/01	083190/03	083190/04
externe Bez.	11.13/30	11.13/26	11.13/24
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	<10	<10	10,14 ± 2,03

Tabelle 7 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083190/08	083190/09	083190/10
externe Bez.	11.13/6 Brunnen	11.13/33	11.13/25
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	<10	60,11 ± 12,02	<10

Tabelle 8 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083190/11	083190/13	083190/14
externe Bez.	KB 10	11.13/22	EBR 3
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	93,74 ± 18,75	77,73 ± 15,55	84,49 ± 16,898

Tabelle 9 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083190/15	083190/17	083190/20
externe Bez.	11.13/17	SPB 2	EBR 4
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	95,13 ± 19,03	31,94 ± 6,39	95,45 ± 19,09

Tabelle 10 – Leuchtbakterientest (Screening)

Int. Probennr.	083190/21	083190/22	083190/23
externe Bez.	11,13/6	11.13/31	E 4
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
50	<10	<10	<10

Tabelle 11 – Leuchtbakterientest (Verdünnungsreihe)

Int. Probennr.	083189/04	083189/06	083189/07	083189/08
externe Bez.	SPB 3	EBR 7	SPB 4	EBR 5
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
3,125	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
4,167	n.b.	15,94 ± 3,19	n.b.	n.b.
6,250	n.b.	32,59 ± 6,52	n.b.	n.b.
8,333	< 10	44,00 ± 8,80	12,26 ± 2,45	27,80 ± 5,56
12,500	< 10	56,77 ± 11,35	22,92 ± 4,58	39,86 ± 7,97
16,667	< 10	57,82 ± 11,56	29,66 ± 5,93	40,88 ± 8,18
25,000	11,61 ± 2,32	68,63 ± 13,73	37,34 ± 7,47	50,79 ± 10,16
33,333	16,16 ± 3,23	74,06 ± 14,81	41,72 ± 8,34	55,84 ± 11,17
50,000	24,04 ± 4,81	83,87 ± 16,77	55,33 ± 11,07	61,40 ± 12,28
80,000	35,51 ± 7,10	n.b.	64,09 ± 12,82	78,98 ± 15,80

Tabelle 12 – Leuchtbakterientest (Verdünnungsreihe)

Int. Probennr.	083189/10	083189/11	083189/14	083190/09
externe Bez.	EBR 8	EBR 6	KB 30	11,13/33
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
3,125	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
4,167	28,37 ± 5,67	n.b.	n.b.	n.b.
6,250	46,33 ± 9,27	n.b.	n.b.	n.b.
8,333	57,86 ± 11,57	< 10	< 10	15,56 ± 3,11
12,500	66,92 ± 13,38	< 10	12,79 ± 2,56	30,14 ± 6,03
16,667	75,33 ± 15,07	12,96 ± 2,59	10,38 ± 2,08	32,90 ± 6,58
25,000	79,99 ± 16,00	20,17 ± 4,03	14,72 ± 2,94	45,26 ± 9,05
33,333	82,56 ± 16,51	25,23 ± 5,05	20,27 ± 4,05	46,96 ± 9,39
50,000	87,03 ± 17,41	39,20 ± 7,84	26,77 ± 5,35	56,02 ± 11,20
80,000	n.b.	50,16 ± 10,03	8,14 ± 1,63	68,08 ± 13,62

Tabelle 13 – Leuchtbakterientest (Verdünnungsreihe)

Int. Probennr.	083190/11	083190/13	083190/14
externe Bez.	KB 10	11.13/22	EBR 3
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
3,125	n.b.	n.b.	n.b.
4,167	19,47 ± 3,89	25,31 ± 5,06	n.b.
6,250	35,14 ± 7,03	42,19 ± 8,44	39,02 ± 7,80
8,333	39,52 ± 7,90	50,21 ± 10,04	50,37 ± 10,07
12,500	56,14 ± 11,23	57,55 ± 11,51	59,74 ± 11,95
16,667	62,63 ± 12,53	63,47 ± 12,69	67,20 ± 13,44
25,000	72,23 ± 14,45	67,92 ± 13,58	73,00 ± 14,60
33,333	78,13 ± 15,63	72,94 ± 14,59	76,88 ± 15,38
50,000	87,59 ± 17,52	78,79 ± 15,76	83,56 ± 16,71
80,000	n.b.	n.b.	n.b.

Tabelle 14 – Leuchtbakterientest (Verdünnungsreihe)

Int. Probennr.	083190/15	083190/17	083190/20
externe Bez.	11.13/17	SPB 2	EBR 4
Konzentration der Probe %	Hemmung %	Hemmung %	Hemmung %
3,125	41,14 ± 8,23	n.b.	n.b.
4,167	48,36 ± 9,67	n.b.	44,75 ± 8,95
6,250	62,59 ± 12,52	n.b.	59,71 ± 11,94
8,333	67,76 ± 13,55	< 10	63,98 ± 12,80
12,500	76,22 ± 15,24	11,41 ± 2,28	72,73 ± 14,55
16,667	81,95 ± 16,39	13,60 ± 2,72	76,89 ± 15,38
25,000	85,58 ± 17,12	19,68 ± 3,94	81,85 ± 16,37
33,333	88,93 ± 17,79	25,67 ± 5,13	86,28 ± 17,26
50,000	93,34 ± 18,67	36,14 ± 7,23	92,15 ± 18,43
80,000	n.b.	37,23 ± 7,45	n.b.

Aus den Resultaten der Verdünnungsreihe (siehe Tabelle 11-14) wurden mittels Interpolation ein EC₅₀ und ein EC₂₀ Wert bestimmt (siehe Tabelle 15-19).

Tabelle 15 – Leuchtbakterientest (EC-Werte)

Int. Probennr.	083189/04	083189/06	083189/07
externe Bez.	SPB 3	EBR 7	SPB 4
	Konzentration %	Konzentration %	Konzentration %
EC ₂₀	41,68 ± 8,34	3,92 ± 0,78	11,78 ± 2,36
EC ₅₀	> 100	12,43 ± 2,49	42,81 ± 8,56

Tabelle 16 – Leuchtbakterientest (EC-Werte)

Int. Probennr.	083189/08	083189/10	083189/11
externe Bez.	EBR 5	EBR 8	EBR 6
	Konzentration %	Konzentration %	Konzentration %
EC ₂₀	5,11 ± 1,02	2,05 ± 0,41	25,10 ± 5,02
EC ₅₀	23,59 ± 4,72	7,32 ± 1,46	76,72 ± 15,34

Tabelle 17 – Leuchtbakterientest (EC-Werte)

Int. Probennr.	083189/14	083190/09	083190/11
externe Bez.	KB 30	11,13/33	KB 10
	Konzentration %	Konzentration %	Konzentration %
EC ₂₀	34,12 ± 6,82	8,83 ± 1,77	3,83 ± 0,77
EC ₅₀	> 100	35,91 ± 7,18	11,32 ± 2,26

Tabelle 18 – Leuchtbakterientest (EC-Werte)

Int. Probennr.	083190/13	083190/14	083190/15
externe Bez.	11.13/22	EBR 3	11.13/17
	Konzentration %	Konzentration %	Konzentration %
EC ₂₀	2,08 ± 0,42	2,01 ± 0,40	1,09 ± 0,22
EC ₅₀	10,08 ± 2,02	8,73 ± 1,75	4,17 ± 0,83

Tabelle 19 – Leuchtbakterientest (EC-Werte)

Int. Probennr.	083190/17	083190/20
externe Bez.	SPB 2	EBR 4
	Konzentration %	Konzentration %
EC ₂₀	25,43 ± 5,09	1,04 ± 0,21
EC ₅₀	> 100	4,60 ± 0,92

Anhang 3: Pegel- und Brunnen-Plan vom Gaswerk Simmering



Anhang 4: Bioreaktor Abbauversuche - Aufbau des Experiments vom IFA-Tulln

Nachfolgender Abschnitt ist aus dem Endbericht zum Forschungsprojekt FAMOS – Förderung des mikrobiellen Abbaus des mobilen organischen Schadstoffanteils am Standort Simmering vom IFA-Tulln [100] entnommen:

Beschreibung des kontaminierten Bodenmaterials der jeweiligen Kernbohrung

(= Hotspot= HS):

- **HS 1:** KB 35 (in der Nähe einer ehemaligen Leichtölanlage gelegen) –
Tiefe 6,1-7,3 m
Hauptkontaminanten: PAK und BTEX
- **HS 2.1:** KB 34 (in der Nähe einer ehemaligen Teerzisternenanlage) –
Tiefe 6-7,2 m
Hauptkontaminanten: PAK und MKW
- **HS 2.2:** KB 34t – derselbe Hotspot mit tiefer gelegener Probeentnahme
(in der Nähe einer ehemaligen Teerzisternenanlage) -
Tiefe 9,7-10,7 m
Hauptkontaminanten: PAK und MKW

Die Durchführung des Optimierungsprozesses erfolgte in neun Acrylglas- bzw. Glassäulen, abhängig vom gesättigten Bodenmaterial, mit einem Durchmesser von 25 cm und einer Länge von je 150 cm. Mit dieser Dimensionierung konnte die größtmögliche Annäherung an die gegebenen Standortbedingungen berücksichtigt werden. Des weiteren wurden die Großreaktoren so konzipiert, dass die Versuche in jeweils drei Parallelen (Varianten) wie folgt ablaufen konnten:

- Betrieb unter aeroben Bedingungen (Einsatz von Luftsauerstoff als Elektronenakzeptor (EA)= O₂-Variante)
- Betrieb unter anaeroben Bedingungen (Einsatz von Nitrat als alternativer Elektronenakzeptor (AEA) in Form von Natriumnitrat (Na+NO₃⁻)= NO₃-Variante)
- Betrieb unter unbeeinflussten Bedingungen (Nullvariante= NV, Standortbedingungen)

Damit einerseits die Basis für die Optimierung des anaeroben und aeroben Abbaus der verfügbaren Schadstoffe gegeben und andererseits die Ermittlung des mobilen Frachtverhaltens und damit in weiterer Folge die Bestimmung von Ausbreitungsverhalten der Schadstoffe durchgeführt werden konnte, wurden zusätzlich zu den drei Parallelen zwei Betriebsvarianten in den Bioreaktoren gewählt.

Bei der einen Variante handelt es sich um die Kreislaufvariante (KL), wo in den einzelnen, dafür vorgesehenen, Bioreaktoren kontaminiertes Grundwasser vom Standort zirkuliert. Die andere Variante wird als Durchströmungsvariante (DS) bezeichnet, die mit adaptiertem, nicht kontaminiertem Grundwasser vom Standort arbeitet.

Das gesamte Experiment-Set-up inkl. Bioreaktoren wurde so konzipiert, dass jeweils eine Wasserprobe vom Zulauf (ZL), der Mitte (M) und dem Ablauf (AL) gezogen werden konnte. Die jeweiligen Probenahmepunkte in der Säule variierten je nach Bioreaktor. Da das kontaminierte Grundwasser von HS1 zusätzlich eine Kontamination mit BTEX aufwies und dadurch den Einsatz einer Acrylglassäule unmöglich machte, standen für diesen „Hotspot“ nur Glassäulen mit zwei Probenahmepunkten (ZL und AL) zur Verfügung.

Beide Betriebsvarianten wurden wie folgt auf die drei Parallelen der jeweiligen Hotspots (HS) verteilt:

Tabelle 1: Betriebsvarianten

Hotspot (HS)	Parallele	Betriebsvariante	Probenahmepunkt im Reaktor
HS 1	NV (anaerob)	DS	*AL
HS 1	NO ₃ (anaerob)	KL	ZL, AL
HS 1	O ₂ (aerob)	KL	ZL, AL
HS 2.1	NV (anaerob)	DS	*AL, M
HS 2.1	NO ₃ (anaerob)	KL	ZL, M, AL
HS 2.1	O ₂ (aerob)	KL	ZL, M, AL
HS 2.2	NV (anaerob)	DS	*AL, M
HS 2.2	NO ₃ (anaerob)	KL	ZL, M, AL
HS 2.2	O ₂ (aerob)	KL	ZL, M, AL

*Anmerkung: Bei den NV wurden keine ZL - Proben für diverse Analysen gezogen, da mit adaptiertem, nicht kontaminiertem Grundwasser gearbeitet wurde.

Anhang 5: Projekt FAMOS – Grafiken der Probenahmestellen Zulauf (ZL) und Mitte (M)

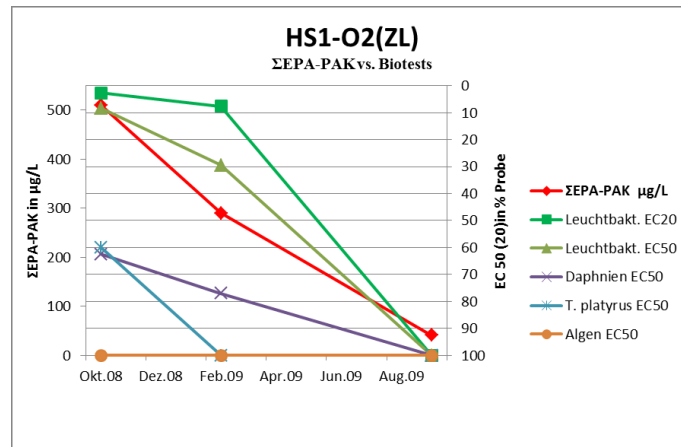


Abbildung 1

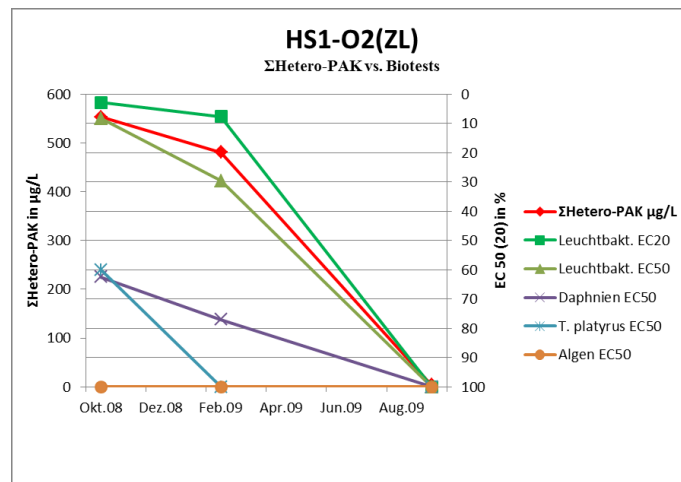


Abbildung 2

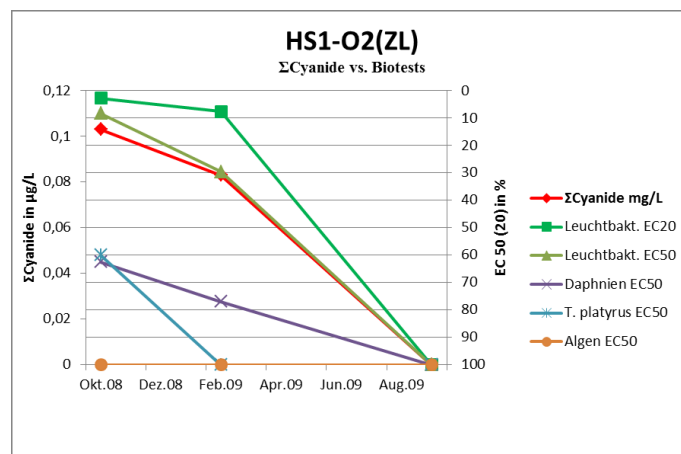


Abbildung 3

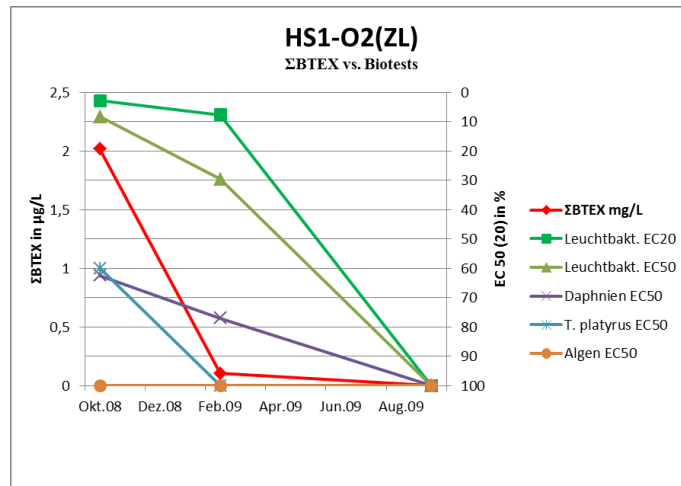


Abbildung 4

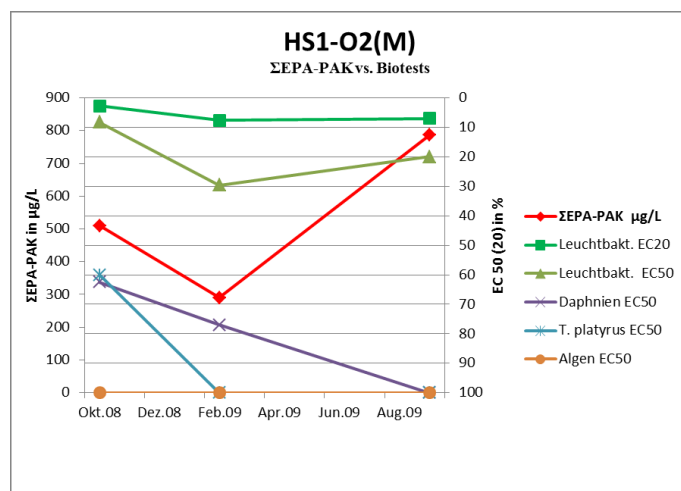


Abbildung 5

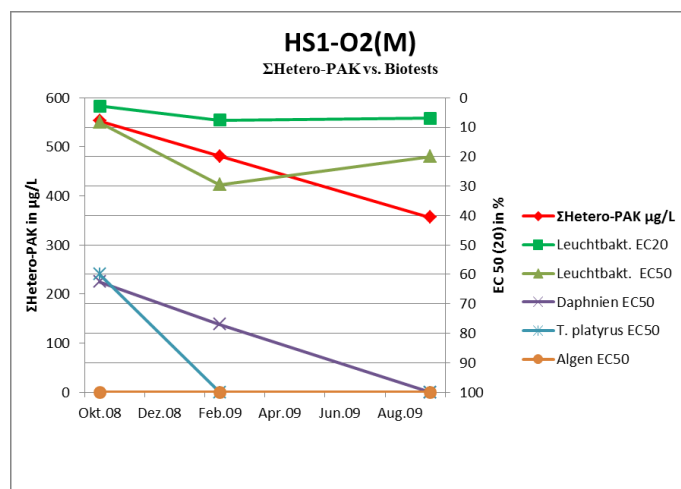


Abbildung 6

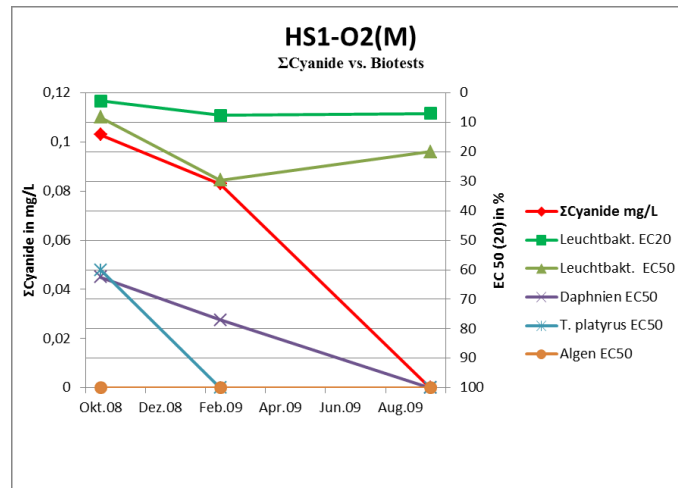


Abbildung 7

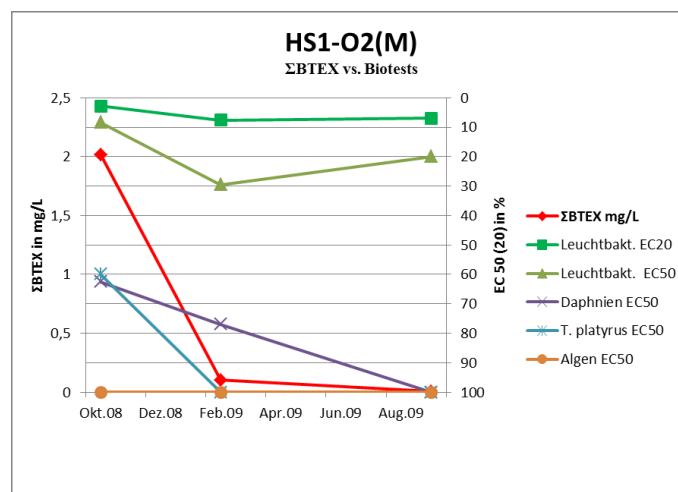


Abbildung 8

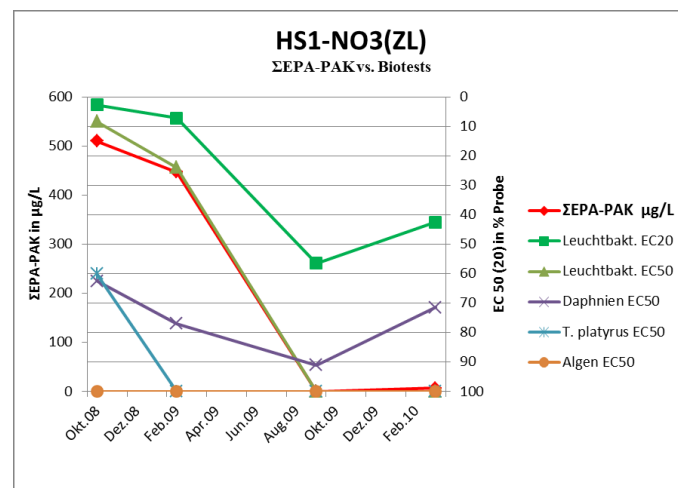


Abbildung 9

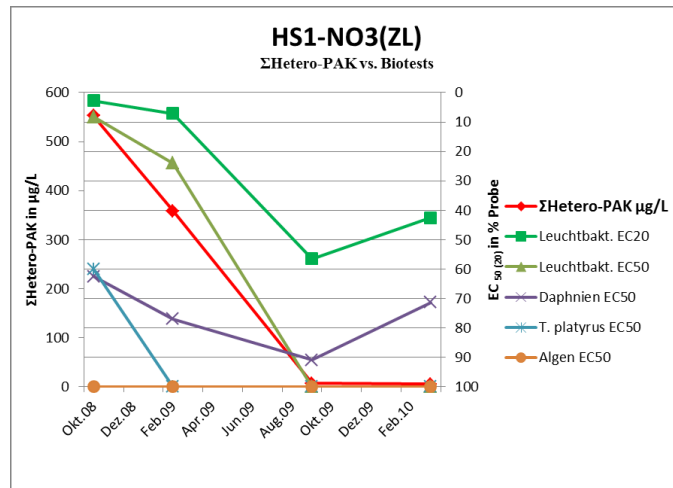


Abbildung 10

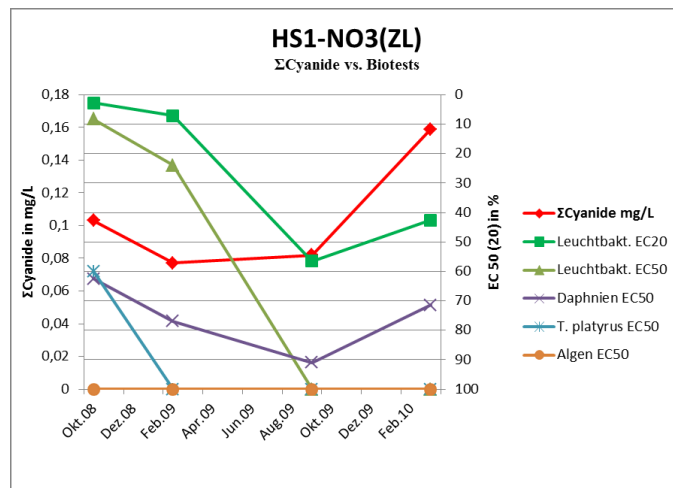


Abbildung 11

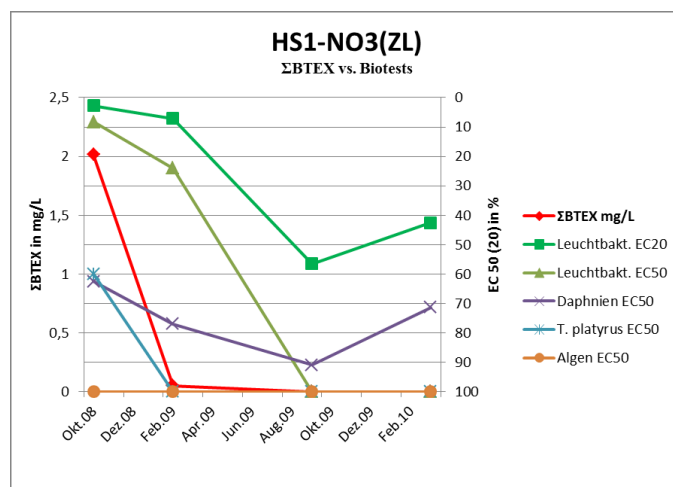


Abbildung 12

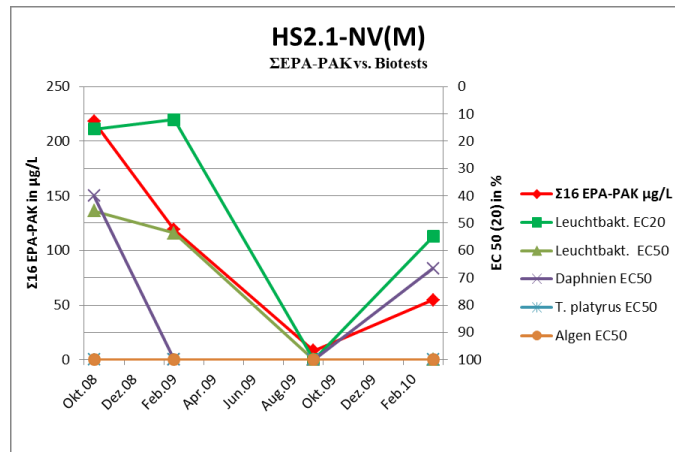


Abbildung 13

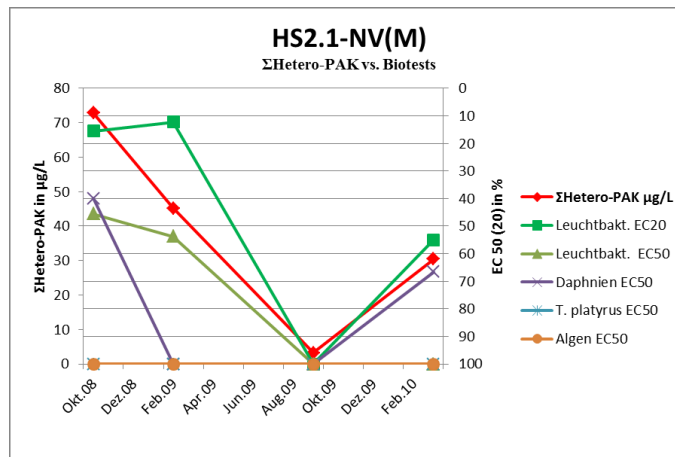


Abbildung 14

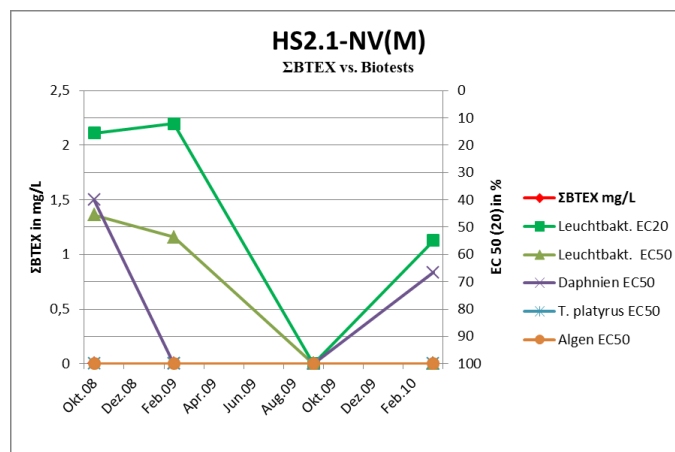


Abbildung 15

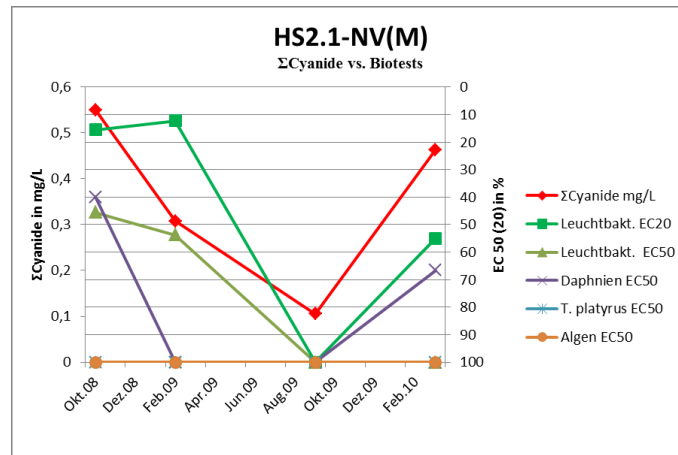


Abbildung 16

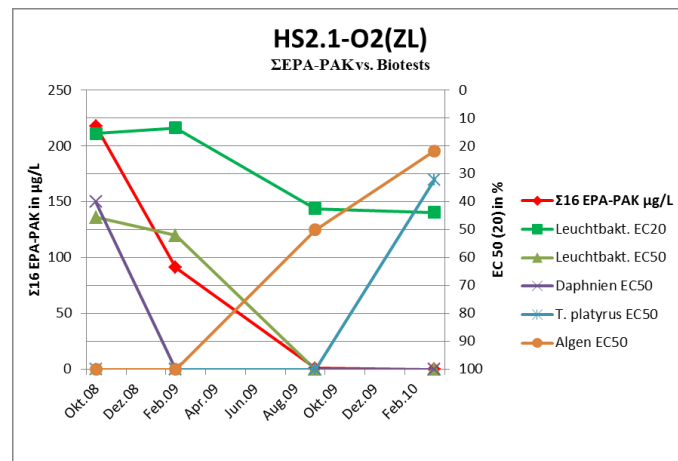


Abbildung 17

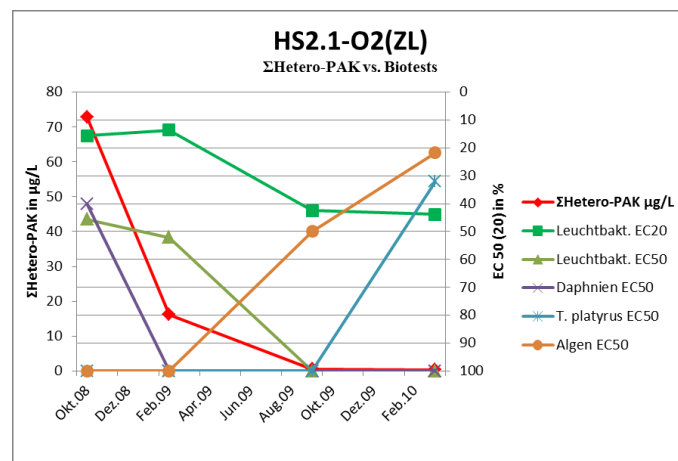


Abbildung 18

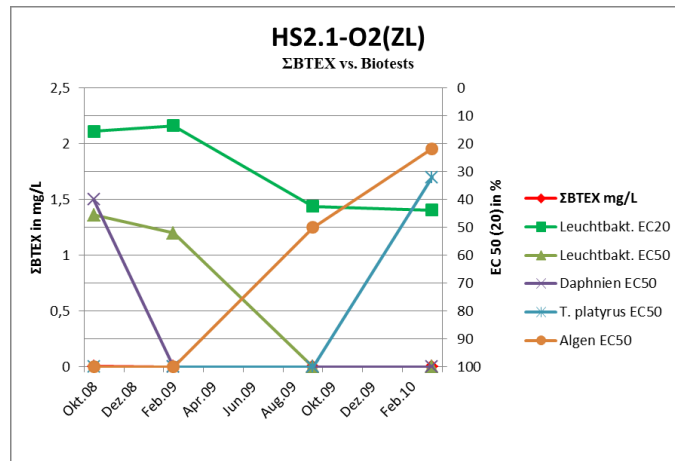


Abbildung 19

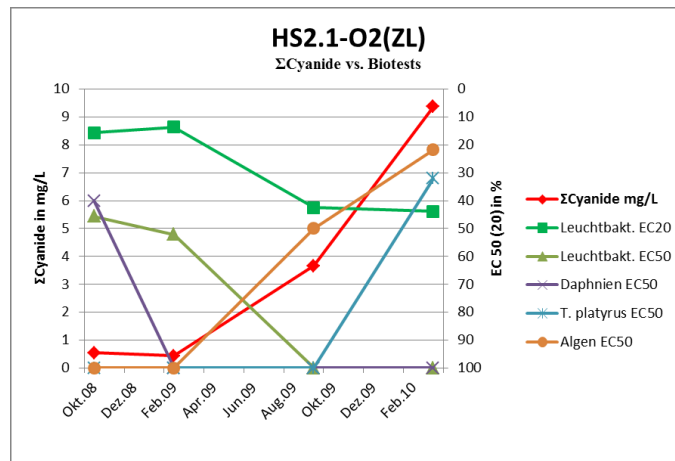


Abbildung 20

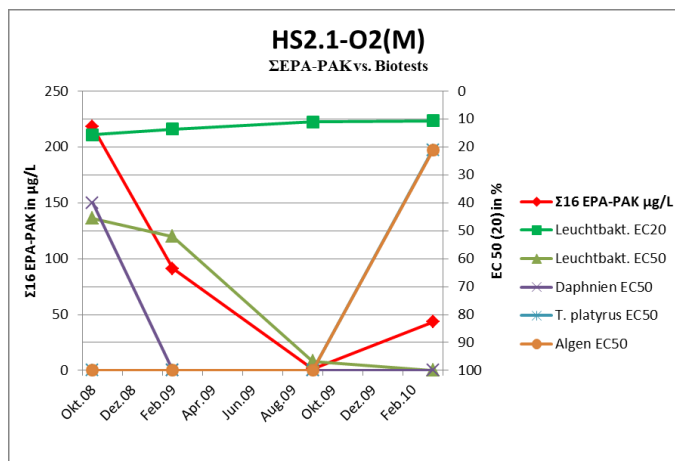


Abbildung 21

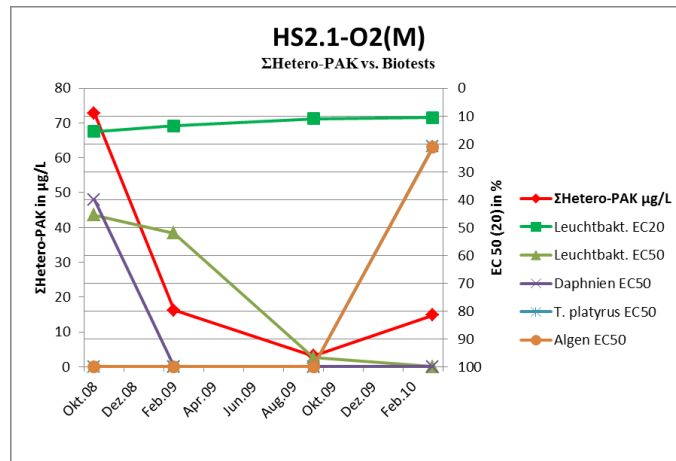


Abbildung 22

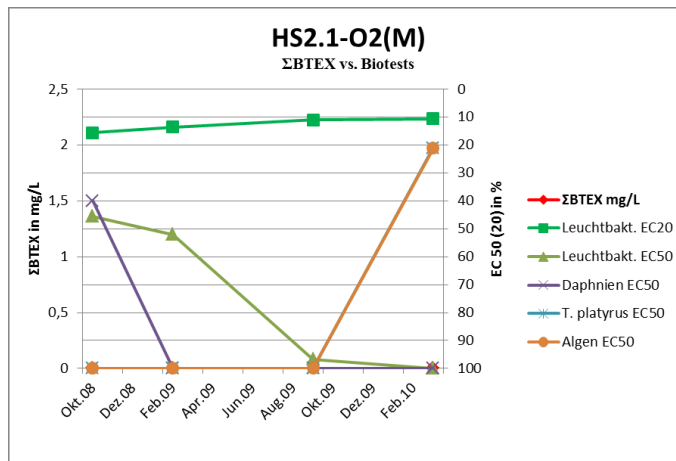


Abbildung 23

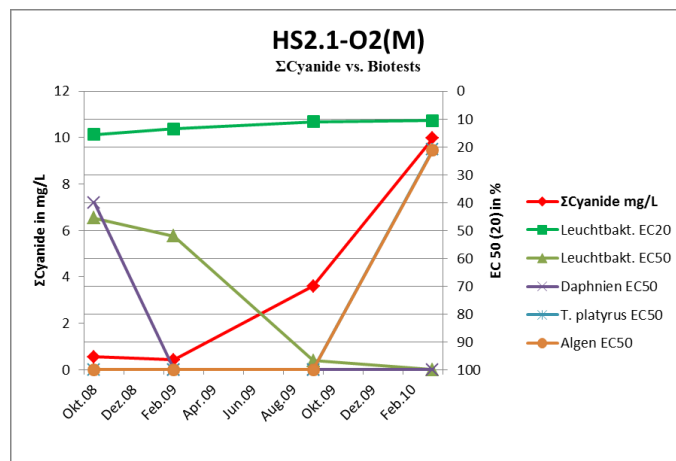


Abbildung 24

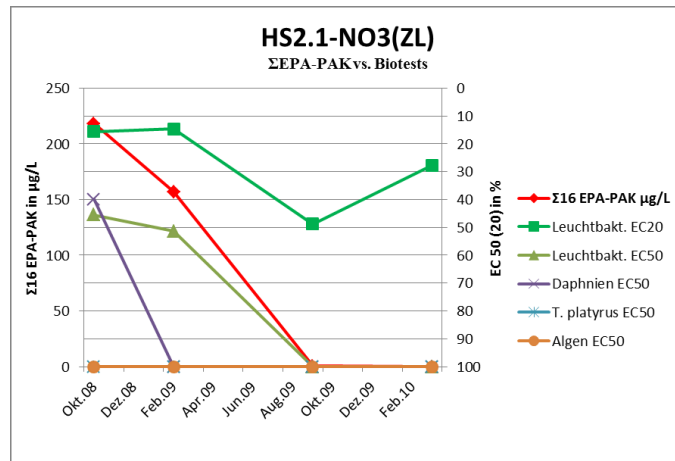


Abbildung 25

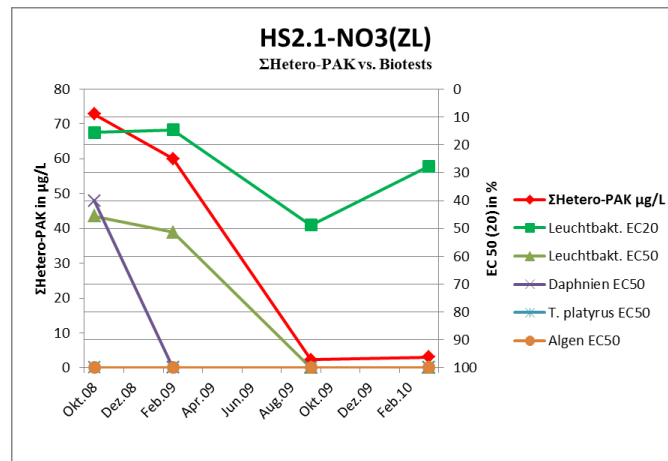


Abbildung 26

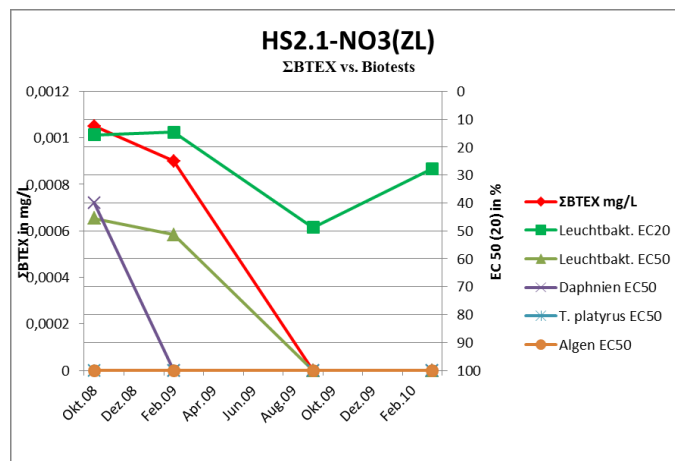


Abbildung 27

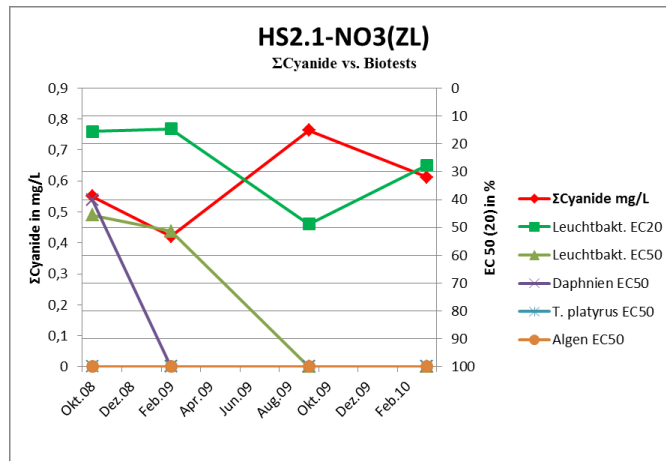


Abbildung 28

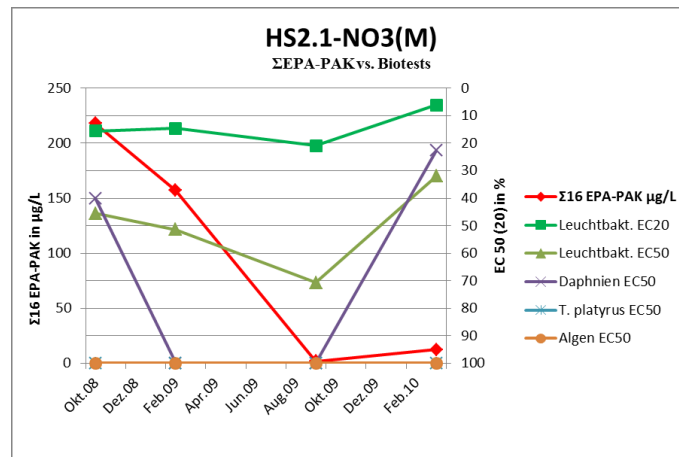


Abbildung 29

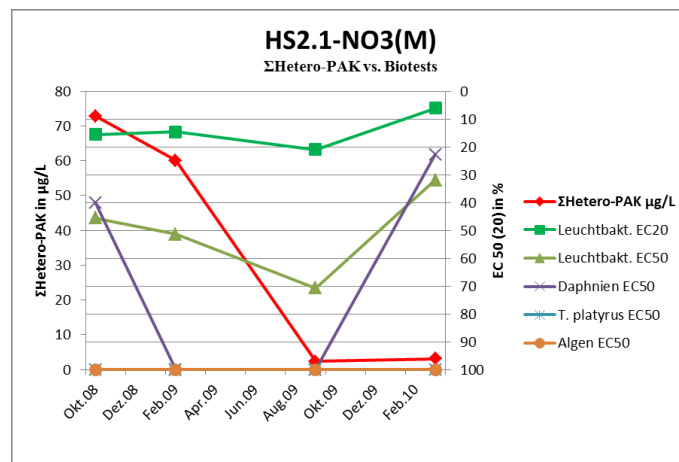


Abbildung 30

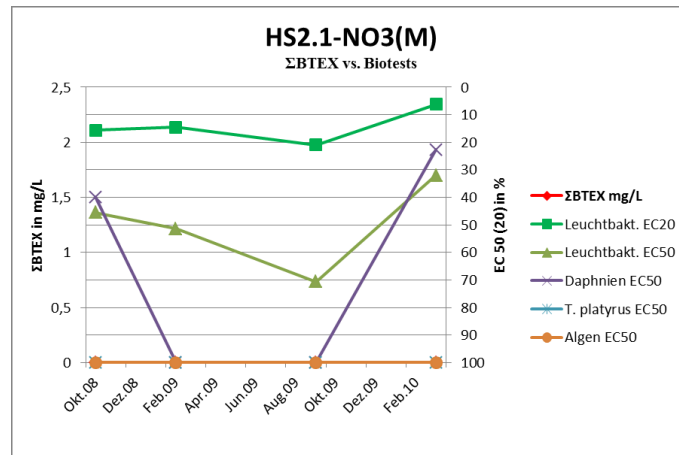


Abbildung 31

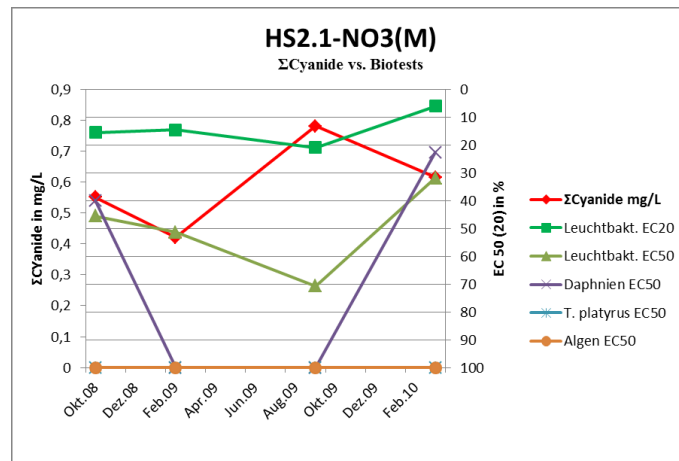


Abbildung 32

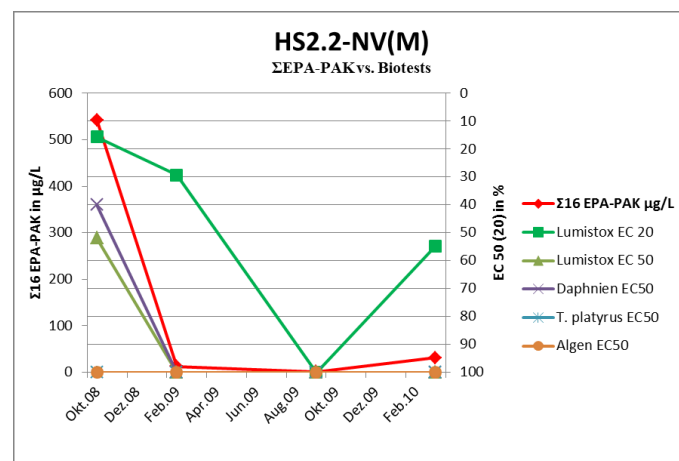


Abbildung 33

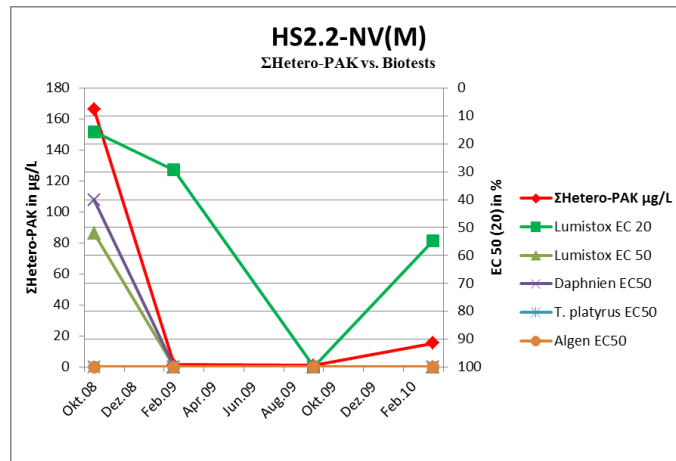


Abbildung 34

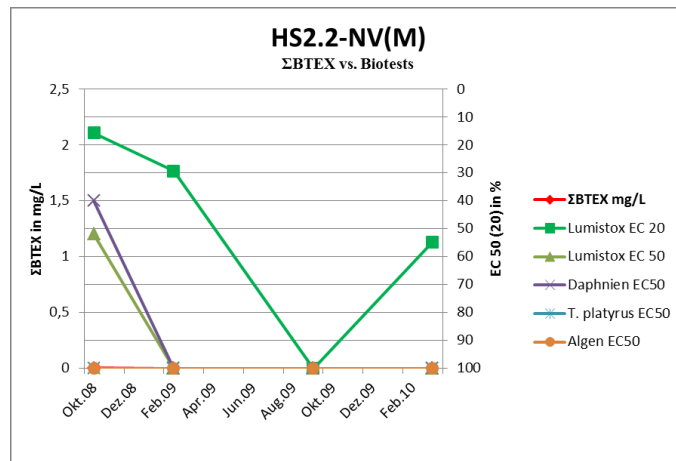


Abbildung 35

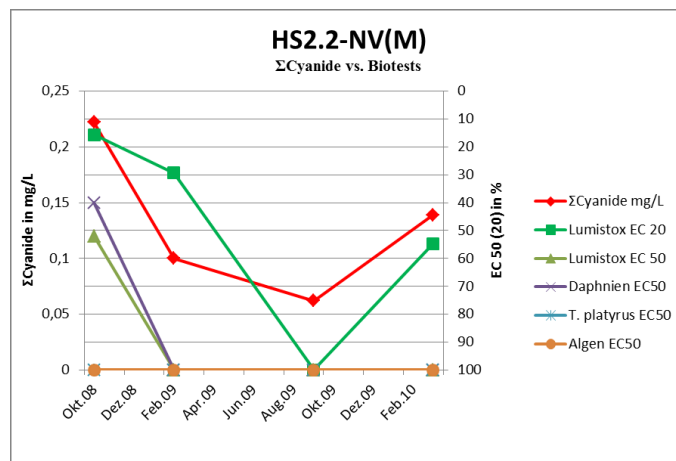


Abbildung 36

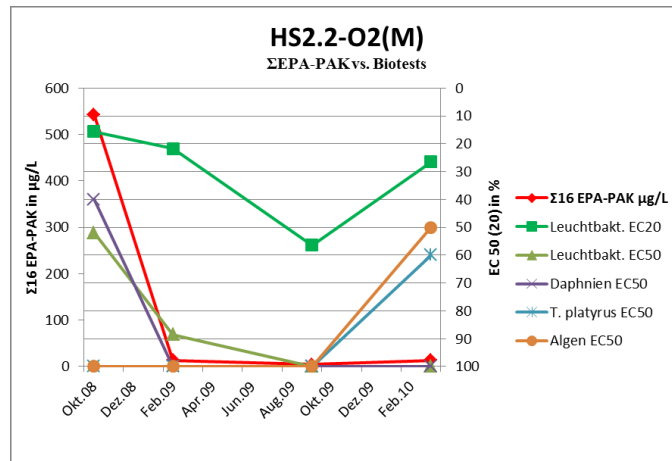


Abbildung 37

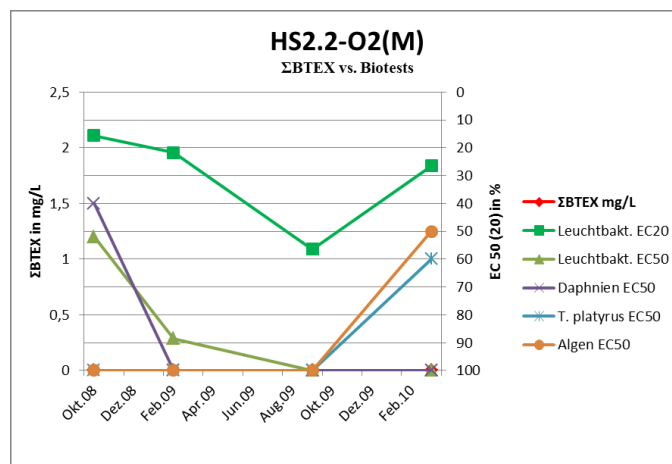


Abbildung 38

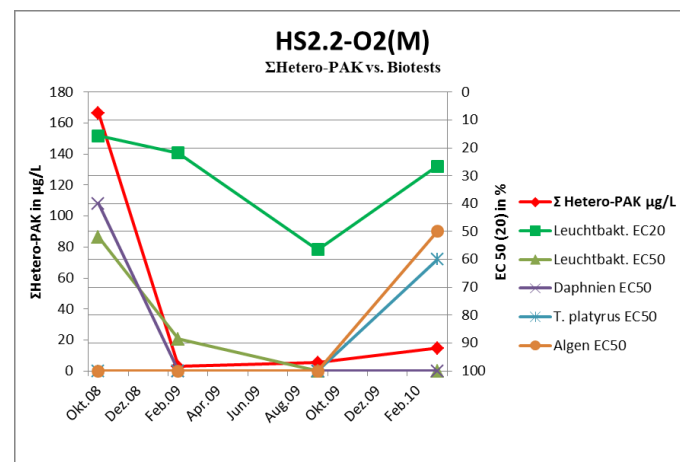


Abbildung 39

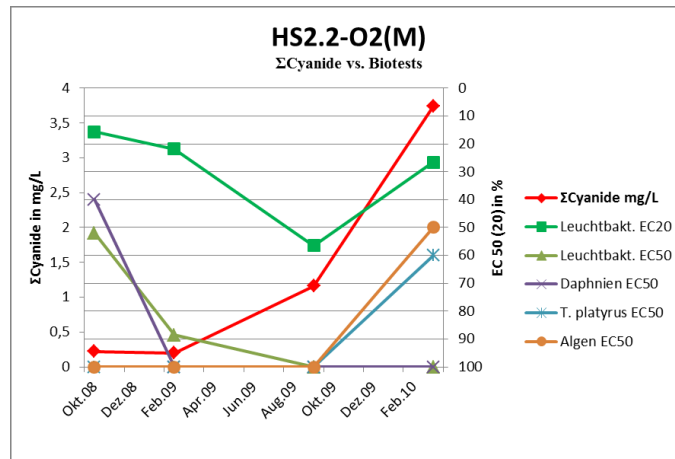


Abbildung 40

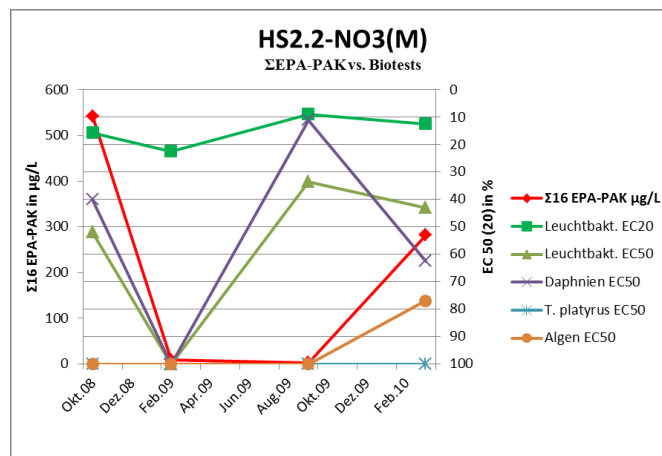


Abbildung 41

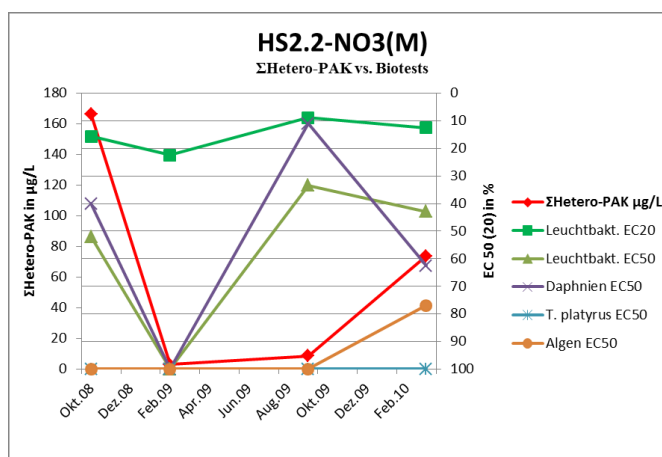


Abbildung 42

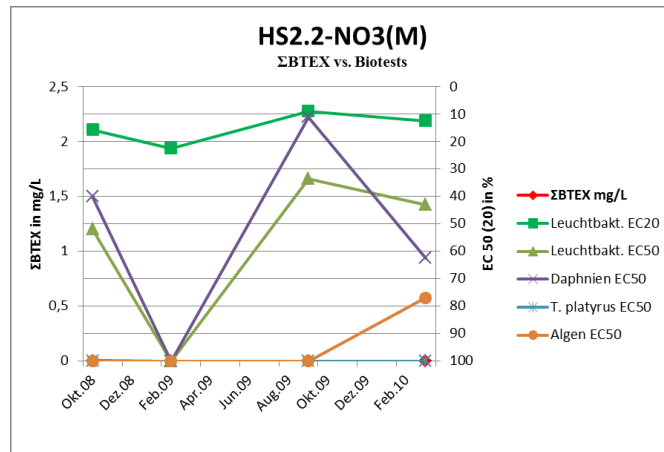


Abbildung 43

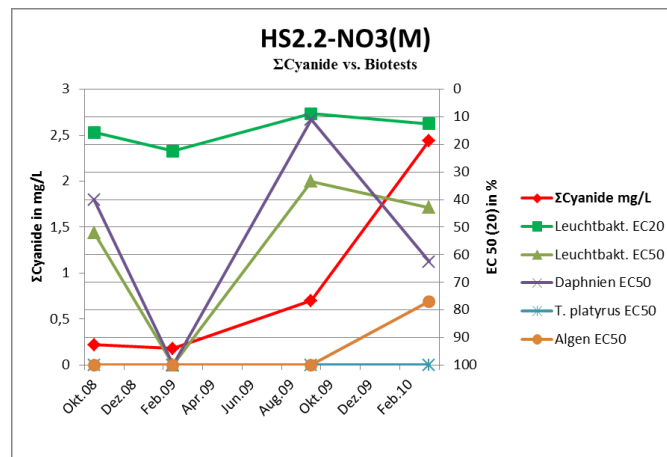


Abbildung 44

Anhang 6: Bioreaktor Abbauversuche – Prozesswasserzugabe

Nachfolgender Abschnitt ist aus dem Endbericht zum Forschungsprojekt FAMOS – Förderung des mikrobiellen Abbaus des mobilen organischen Schadstoffanteils am Standort Simmering (J. Ausserbrunner, M. Hasinger, A. P. Loibner) vom IFA-Tulln entnommen:

Es ist anzumerken, dass während der Stabilisierungsphase des Set-ups bzw. nach umfangreichen Probenahme-Kampagnen, bei denen es zu höheren Prozesswasserverlusten in den jeweiligen Bioreaktoren (ausgenommen Nullvarianten) kam, bei Bedarf kontaminiertes Grundwasser ordnungsgemäß über die Ausgleichsbehälter (d. h. für anaerobe Reaktoren: vorherige Entgasung des Prozesswassers) wie folgt nachgefüllt werden musste. Weiters wurde zusätzlich Prozesswasser in kleineren Mengen (0,5 – 1 L) mit jeder AEA-Zugabe eingebracht.

Tabelle 7: Prozesswasserzugabe

HS	Parallele (Variante)	Datum d. Prozesswasser-Zugabe	Menge der Prozesswasser-Zugabe [L]
HS 1	NO ₃	14.09.2009	1
		05.10.2009	2
		21.10.2009	0,65
		04.11.2009	0,5
		20.11.2009	3,7
		15.12.2009	0,5
		19.01.2009	2
		17.02.2010	1
		*04.03.2010	3,8
		HS 2.1	O ₂
13.05.2009	5		
09.09.2009	4		
14.09.2009	1		
17.11.2009	2,4		
NO ₃	15.12.2009		0,5
	18.12.2009		1,5
	19.01.2010		3
	*04.03.2010		3,5
	20.07.2009		2
O ₂	14.08.2009	4,7	
	03.09.2009	4	
	02.10.2009	3	

Tabelle 7: Prozesswasserzugabe fortlaufend

HS	Parallele (Variante)	Datum d. Prozesswasser- Zugabe	Menge der Prozesswasser- Zugabe [L]
		27.10.2009	1,5
		20.11.2009	2,5
		19.01.2010	3
		*04.03.2010	4
HS 2.2	NO ₃	18.08.2009	1
		08.09.2009	4
		17.09.2009	1
		22.09.2009	3
		28.09.2009	4
		10.11.2009	0,5
		17.11.2009	2,4
		07.01.2010	2
		19.01.2010	3
		08.02.2010	0,5
		04.03.2010	3,5
	O ₂	20.07.2009	4
		14.08.2009	3,6
		03.09.2009	4
		11.09.2009	4
		02.10.2009	1
		27.10.2009	2,5
		20.11.2009	2,5
		07.01.2010	2
		19.01.2010	3
		*04.03.2010	3,5

*Anmerkung: die rot markierten Daten liegen außerhalb des Probenahme – Intervalls.

Aufgrund der zugesetzten Prozesswassermengen variierten diese in den jeweiligen Bioreaktoren zwischen ca. 16 und 41 Litern. Die zusätzlich mit diesem Prozesswasser eingetragenen Σ 16EPA-PAK - Mengen ergaben für den HS 1 zwischen 1013,57 $\mu\text{g/L}$ (1,01 mg/L) gemessen am 20.11.2009 und 343,32 $\mu\text{g/L}$ (0,34 mg/L) analysiert am 15.12.2009.

Für HS2 erreichten die mit dem Prozesswasser eingetragenen $\Sigma 16$ EPA-PAK-Werte zwischen 28,68 $\mu\text{g/L}$ (0,03 mg/L) gemessen am 29.10.2009 und 13,86 $\mu\text{g/L}$ (0,01 mg/L) gemessen am 17.11.2009. Diese beiden Werte beziehen sich auf das ursprünglich, bereits bei der Probenahme Ende September 2008, gezogene kontaminierte Grundwasser. Zwischenzeitlich wurde Ende November 2009 neues Grundwasser vom Standort HS 2 besorgt und eine PAK - Messung durchgeführt. Diese ergab am 15.12.2009 vor Einbringung in die Reaktoren 15,27 $\mu\text{g/L}$ (0,02 mg/L) $\Sigma 16$ EPA-PAK.

Weiteres ist zu erwähnen, dass das jeweilige Prozesswasser in einem Rückstellfass bei durchschnittlich 15 – 20 ° C zwischengelagert wurde.

Anhang 7: Ergebnisse Toxizitätsuntersuchungen im Rahmen des Projektes FAMOS

Tabelle 1

Prob.Nr.	Variante	ΣBTEX mg/L	ΣCyanide mg/L	ΣEPA-PAK µg/L	ΣHetero-PAK µg/L
082838/03	HS1	2,015 ± 0,403	0,103 ± 0,0206	510 ± 102	553,03 ± 110,61
090263/03	HS1 NV	0,06159 ± 0,012318	0,082 ± 0,0164	485 ± 97	410,64 ± 82,13
092419/2	HS1 NV (AL)	0,00488 ± 0,000976	0,006 ± 0,0012	0,32 ± 0,06	10,21 ± 2,04
100585/01	HS1 NV (AL)	0,02019 ± 0,004038	0,02 ± 0,0052	476 ± 95,2	262,9 ± 52,58
090263/01	HS1 O ₂	0,10307 ± 0,020614	0,083 ± 0,0166	290 ± 58	480,6 ± 96,12
092418/7	HS1 O ₂ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	0,006 ± 0,0012	41,3 ± 8,26	3,68 ± 0,74
092418/8	HS 1 O ₂ (M)	0,00649 ± 0,001298	0,006 ± 0,0012	786 ± 157	356,36 ± 71,27
092418/9	HS1 O ₂ (AL)	0,0371 ± 0,00742	0,006 ± 0,0012	969 ± 194	557,8 ± 111,56
090263/02	HS 1 NO ₃	0,05021 ± 0,010042	0,077 ± 0,0154	447 ± 89,4	358,26 ± 71,65
092419/3	HS 1 - NO ₃ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	0,082 ± 0,0164	0,3 ± 0,06	6,55 ± 1,31
100585/02	HS 1 - NO ₃ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	0,159 ± 0,0318	7,09 ± 1,42	5,07 ± 1,01
092419/5	HS 1 - NO ₃ (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,081 ± 0,0162	0,54 ± 0,11	20,93 ± 4,19
100585/03	HS 1 - NO ₃ (AL)	0,00115 ± 0,00023	0,139 ± 0,0278	573 ± 115	277,23 ± 55,45

Tabelle 2

Prob.Nr.	Variante	Leuchtbakt. EC20 [% Proben- konz.]	Leuchtbakt. EC50 [% Proben- konz.]	T. platyrus EC50 [% Proben- konz.]	Algen EC50 [% Proben- konz.]	Daphnien EC50 [% Proben- konz.]
082838/03	HS1	2,79 ± 0,837	8,32 ± 2,496	60 ± 18	n.b.	62,5 ± 18,75
090263/03	HS1 NV	6,55 ± 1,965	21,44 ± 6,432	n.b.	n.b.	n.b.
092419/2	HS1 NV (AL)	89,94 ± 26,982	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/01	HS1 NV (AL)	12,72 ± 3,816	37,49 ± 11,247	n.b.	n.b.	83,3 ± 24,99
090263/01	HS1 O ₂	7,61 ± 2,283	29,57 ± 8,871	n.b.	n.b.	77 ± 23,1
092418/7	HS1 O ₂ (ZL)	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
092418/8	HS 1 O ₂ (M)	7 ± 2,1	19,94 ± 5,982	n.b.	n.b.	n.b.
092418/9	HS1 O ₂ (AL)	6,33 ± 1,899	20,16 ± 6,048	n.b.	n.b.	n.b.
090263/02	HS 1 NO ₃	7,17 ± 2,151	23,99 ± 7,197	n.b.	n.b.	77 ± 23,1
092419/3	HS 1 - NO ₃ (ZL)	56,53 ± 16,959	n.b.	n.b.	n.b.	91 ± 27,3
100585/02	HS 1 - NO ₃ (ZL)	42,56 ± 12,768	n.b.	n.b.	n.b.	71,4 ± 21,42
092419/5	HS 1 - NO ₃ (AL)	27,99 ± 8,397	91,56 ± 27,468	n.b.	n.b.	83 ± 24,9
100585/03	HS 1 - NO ₃ (AL)	8,05 ± 2,415	25,87 ± 7,761	n.b.	n.b.	38,4 ± 11,52

Tabelle 3

Prob.Nr.	Variante	ΣBTEX mg/L	ΣCyanide mg/L	ΣEPA-PAK µg/L	ΣHetero-PAK µg/L
082838/02	HS 2.1	0,00105 ± 0,00021	0,55 ± 0,11	218 ± 43,6	72,87 ± 14,57
090263/06	HS 2.1 - NV	0,00074 ± 0,000148	0,308 ± 0,0616	119 ± 23,8	45,15 ± 9,03
092419/6	HS 2.1 - NV (M)	0,00060 ± 0,00012	0,105 ± 0,021	8,27 ± 1,65	3,18 ± 0,636
100585/04	HS 2.1 - NV (M)	0,00060 ± 0,00012	0,463 ± 0,0926	54,5 ± 10,9	30,42 ± 6,084
092419/7	HS 2.1 - NV (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,123 ± 0,0246	3,24 ± 0,65	1,71 ± 0,342
100585/05	HS 2.1 - NV (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,307 ± 0,0614	21,9 ± 4,38	8,15 ± 1,63
090263/05	HS 2.1 - NO ₃	0,00090 ± 0,00018	0,421 ± 0,0842	157 ± 31,4	60,03 ± 12,01
092419/11	HS 2.1 - NO ₃ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	0,764 ± 0,1528	0,54 ± 0,11	2,29 ± 0,458
100585/09	HS 2.1 - NO ₃ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	0,612 ± 0,1224	0	3,05 ± 0,61
092419/12	HS 2.1 - NO ₃ (M)	0,00060 ± 0,00012	0,78 ± 0,156	1,79 ± 0,36	2,37 ± 0,474
100585/10	HS 2.1 - NO ₃ (M)	0,00060 ± 0,00012	0,615 ± 0,123	12,4 ± 2,48	3,15 ± 0,63
092419/13	HS 2,1 - NO ₃ (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,834 ± 0,1668	6,89 ± 1,38	2,23 ± 0,446
100585/11	HS 2.1 - NO ₃ (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,62 ± 0,124	8,58 ± 1,72	2,98 ± 0,596
090263/04	HS 2.1 - O ₂	0,00060 ± 0,00012	0,43 ± 0,086	91,1 ± 18,2	16,19 ± 3,238
092419/8	HS 2.1 - O ₂ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	3,66 ± 0,732	0,84 ± 0,17	0,55 ± 0,11
100585/06	HS 2.1 - O ₂ (ZL)	0,00060 ± 0,00012	9,37 ± 1,874	0	0,34 ± 0,068
092419/9	HS 2,1 - O ₂ (M)	0,00060 ± 0,00012	3,6 ± 0,72	1,3 ± 0,26	3,11 ± 0,622
100585/07	HS 2.1 - O ₂ (M)	0,00060 ± 0,00012	9,97 ± 1,994	43,5 ± 8,7	14,83 ± 2,966
092419/10	HS 2.1 - O ₂ (AL)	0,00060 ± 0,00012	3,61 ± 0,722	0	3,7 ± 0,74
100585/08	HS 2.1 - O ₂ (AL)	0,00060 ± 0,00012	9,78 ± 1,956	0	1,88 ± 0,376

Tabelle 4

Prob.Nr.	Variante	Leuchtbakt. EC20 [% Proben- konz.]	Leuchtbakt. EC50 [% Proben- konz.]	T. platyrus EC50 [% Proben konz.]	Algen EC50 [% Proben- konz.]	Daphnien EC50 [% Proben- konz.]
082838/02	HS 2.1	15,58 ± 4,674	45,54 ± 13,662	n.b.	n.b.	40 ± 12
090263/06	HS 2.1 - NV	12,19 ± 3,657	53,73 ± 16,119	n.b.	n.b.	n.b.
092419/6	HS 2.1 - NV (M)	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/04	HS 2.1 - NV (M)	54,97 ± 16,491	n.b.	n.b.	n.b.	66,6 ± 19
092419/7	HS 2.1 - NV (AL)	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/05	HS 2.1 - NV (AL)	50,28 ± 15,084	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
090263/05	HS 2.1 - NO ₃	14,61 ± 4,383	51,39 ± 15,417	n.b.	n.b.	n.b.
092419/11	HS 2.1 - NO ₃ (ZL)	48,81 ± 14,643	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/09	HS 2.1 - NO ₃ (ZL)	27,72 ± 8,316	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
092419/12	HS 2.1 - NO ₃ (M)	20,97 ± 6,291	70,66 ± 21,198	n.b.	n.b.	n.b.
100585/10	HS 2.1 - NO ₃ (M)	6,2 ± 1,86	31,96 ± 9,588	n.b.	n.b.	22,7 ± 6,81
092419/13	HS 2.1 - NO ₃ (AL)	43,84 ± 13,152	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/11	HS 2.1 - NO ₃ (AL)	21,44 ± 6,432	86,7 ± 26,01	n.b.	n.b.	90,9 ± 27,27
090263/04	HS 2.1 - O ₂	13,54 ± 4,062	52,08 ± 15,624	n.b.	n.b.	n.b.
092419/8	HS 2.1 - O ₂ (ZL)	42,48 ± 12,744	n.b.	n.b.	50 ± 15	n.b.
100585/06	HS 2.1 - O ₂ (ZL)	43,8 ± 13,14	n.b.	32 ± 9,6	21,7 ± 6,51	n.b.
092419/9	HS 2.1 - O ₂ (M)	10,99 ± 3,297	96,69 ± 29,007	n.b.	n.b.	n.b.
100585/07	HS 2.1 - O ₂ (M)	10,59 ± 3,177	n.b.	21 ± 6,3	21,2 ± 6,36	n.b.
092419/10	HS 2.1 - O ₂ (AL)	29,5 ± 8,85	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/08	HS 2.1 - O ₂ (AL)	31,8 ± 9,54	n.b.	20 ± 6	22,2 ± 6,66	n.b.

Tabelle 5

Prob.Nr.	Variante	Σ BTEX mg/L	Σ Cyanide mg/L	Σ EPA-PAK μ g/L	Σ Hetero-PAK μ g/L
082838/01	FAMOS HS 2.2	0,00111 ± 0,000222	0,222 ± 0,0444	543 ± 109	166,56 ± 33,31
090263/09	HS 2.2 - NV	0,00060 ± 0,00012	0,1 ± 0,02	13,1 ± 2,62	1,54 ± 0,308
092419/14	HS 2.2 - NV (M)	0,00060 ± 0,00012	0,062 ± 0,0124	1,08 ± 0,22	0,95 ± 0,19
100585/12	HS 2.2 - NV (M)	0,00060 ± 0,00012	0,139 ± 0,0278	31,2 ± 6,24	15,45 ± 3,09
092419/15	HS 2.2 - NV (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,039 ± 0,0078	0	1,45 ± 0,29
100585/13	HS 2.2 - NV (AL)	0,00060 ± 0,00012	0,1 ± 0,02	20,2 ± 4,04	8,8 ± 1,76
090263/08	HS 2.2 - NO ₃	0,00060 ± 0,00012	0,179 ± 0,0358	9,65 ± 1,93	3,07 ± 0,614
092419/20	HS 2.2 - NO ₃ (M)	0,00060 ± 0,00012	0,702 ± 0,1404	2,8 ± 0,56	8,49 ± 1,698
100585/16	HS 2.2 - NO ₃ (M)	0,00060 ± 0,00012	2,44 ± 0,488	282 ± 56,4	73,69 ± 14,74
092419/21	HS 2.2 NO ₃ AL	0,00060 ± 0,00012	0,351 ± 0,0702	0	4,31 ± 0,862
100585/17	HS 2.2 - NO ₃ (AL)	0,00060 ± 0,00012	2,12 ± 0,424	0	4,19 ± 0,838
090263/07	HS 2.2 - O ₂	0,00060 ± 0,00012	0,198 ± 0,0396	13,3 ± 2,66	2,91 ± 0,582
092419/17	HS 2.2 - O ₂ (M)	0,00060 ± 0,00012	1,16 ± 0,232	3,93 ± 0,79	5,28 ± 1,056
100585/14	HS 2.2 - O ₂ (M)	0,00060 ± 0,00012	3,74 ± 0,748	13,1 ± 2,62	14,6 ± 2,92
092419/18	HS 2.2 - O ₂ (AL)	0,00060 ± 0,00012	1,15 ± 0,23	0	1,65 ± 0,33
100585/15	HS 2.2 - O ₂ (AL)	0,00060 ± 0,00012	4,72 ± 0,944	0	2,14 ± 0,428

Tabelle 6

Prob.Nr.	Variante	Leuchtbakt. EC20 [% Proben- konz.]	Leuchtbakt. EC50 [% Proben- konz.]	T. platyrus EC50 [% Proben- konz.]	Algen EC50 [% Proben- konz.]	Daphnien EC50 [% Proben- konz.]
082838/01	FAMOS HS 2.2	15,66 ± 4,698	51,92 ± 15,576	n.b.	n.b.	40 ± 12
090263/09	HS 2.2 - NV	29,36 ± 8,808	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
092419/14	HS 2.2 - NV (M)	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/12	HS 2.2 - NV (M)	54,71 ± 16,413	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
092419/15	HS 2.2 - NV (AL)	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/13	HS 2.2 - NV (AL)	80,6 ± 24,18	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
090263/08	HS 2.2 - NO ₃	22,38 ± 6,714	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
092419/20	HS 2.2 - NO ₃ (M)	8,84 ± 2,652	33,46 ± 10,038	n.b.	n.b.	11 ± 3,3
100585/16	HS 2.2 - NO ₃ (M)	12,46 ± 3,738	42,95 ± 12,885	n.b.	76,9 ± 23,07	62,5 ± 18,75
092419/21	HS 2.2 NO ₃ AL	24,77 ± 7,431	87,5 ± 26,25	n.b.	n.b.	n.b.
100585/17	HS 2.2 - NO ₃ (AL)	17,3 ± 5,19	84,95 ± 25,485	n.b.	n.b.	n.b.
090263/07	HS 2.2 - O ₂	21,76 ± 6,528	88,58 ± 26,574	n.b.	n.b.	n.b.
092419/17	HS 2.2 - O ₂ (M)	56,45 ± 16,935	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/14	HS 2.2 - O ₂ (M)	26,52 ± 7,956	n.b.	n.b.	50 ± 15	n.b.
092419/18	HS 2.2 - O ₂ (AL)	93,03 ± 27,909	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
100585/15	HS 2.2 - O ₂ (AL)	63,88 ± 19,164	n.b.	n.b.	38,4 ± 11,52	n.b.