

EXTRAZELLULÄRE POLYMERE SUBSTANZEN (EPS) IN VERTIKAL DURCHSTRÖMTEN PFLANZENKLÄRANLAGEN

Vorgelegt von

Ingenieur M. Sc.

Naylson Moreira Maciel

aus Brasilien

Von der Fakultät III - Prozesswissenschaften

der Technische Universität Berlin

Zur Erlangung des akademischen Grades

Doktor der Ingenieurwissenschaft

- Dr. -Ing. -

Genehmigte Dissertation

Promotionsausschuss:

Vorsitzender : Prof. Dr. rer. nat. H. Görisch

Berichter: Prof. Dr. rer. nat. U. Szewzyk

Berichter: Prof. Dr. -Ing. W. Hegemann

Tag der wissenschaftlichen Aussprache: 9. Juni 2004

Berlin 2004

D 83

DANKSAGUNG

An erster Stelle bedanke ich mich bei Herrn Prof. Dr. Werner Hegemann. Seit unserem ersten Kontakt 1996 hat er immer Interesse an meiner Arbeit gezeigt und es ermöglicht, diese Promotion am Institut für Siedlungswasserwirtschaft durchzuführen. Vielen Dank für seine Geduld bei sprachlichen Problemen, seine Bereitschaft zum Gespräch und für seine vielen Anregungen fachlicher und praktischer Art.

Bei Herrn Prof. Dr. Ulrich Szewzyk bedanke ich mich für die weiterführende, freundliche Betreuung. Durch seine wertvollen Vorschläge konnte ich einige Probleme, die bei der Arbeit auftraten, lösen.

Besonders bedanke ich mich auch bei meiner Kollegin Katharina Teschner für den ständigen Austausch, die gute Zusammenarbeit und persönliche Unterstützung in schwierigen Phasen.

Bei Jasamin Boutorabi bedanke ich mich für die Tage, an denen wir die Proben entnahmen. Mit ihr wurden diese zu angenehmen Erlebnissen.

Allen Kolleginnen und Kollegen des Fachgebiets Siedlungswasserwirtschaft danke ich für ihre Hilfe und Unterstützung und das gute Arbeitsklima: Bärbel Bleike, Gisela Soshna, Inka Hobus, Ute Bracklow, Kerstin Busch und Wieland Müller seien stellvertretend für alle genannt.

Vielen Dank auch den Mitarbeitern des Fachgebiets Ökologie der Mikroorganismen, die mich immer in ihren Hallen willkommen heißen haben. In diesen Hinblick bedanke ich mich besonders bei Frau Maria Alexandrino für fachliche und persönliche Unterstützung, des weiteren bei Frau Dr. Elisabeth Grohmann und Frau Karin Trojan.

Ganz besonders danke ich Jens Betcke, für die Korrektur eines Großteils dieser Arbeit. Und ich danke vor allem für stetige Mithilfe und Begleitung während dieser Zeit und darüber hinaus.

Bei Frau Patricia Marques de Melo bedanke ich mich für die korrigierende Unterstützung und für die freundliche Unterhaltung, die mir viel geholfen hat, die deutsche Kultur und Politik zu verstehen.

Auch bei meiner Familie in Brasilien, insbesondere bei meinen Eltern Emanuel und Estella, bedanke ich mich ganz herzlich. Trotz der Entfernung konnten sie mich unterstützen und in schwierigen Zeiten trösten. Und bis jetzt haben sie auf meine Rückkehr geduldig gewartet.

Bei meinem Neffen Eduardo und meiner Nichte Maria Lua entschuldige ich mich, dass ich bis jetzt nur ein Onkel in einem fremden Land gewesen bin. Ich hoffe, dass sie eines Tages diese Arbeit in ihre Hände nehmen und stolz auf mich sein können.

Desgleichen bedanke ich mich auch bei den Familien Betcke und Harnisch, dass sie mich in die Familie aufgenommen haben. Das konnte den Schmerz, so weit weg von Brasilien zu sein, ein wenig lindern.

Für die finanzielle Unterstützung durch ein Promotionsstipendium bedanke ich mich beim brasilianischen Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) sowie beim Deutschen Akademischen Austauschdienst (DAAD) für den Sprachkurs im Goethe-Institut.

Bei meinen berliner Freunden bedanke ich mich für eine wunderbare Zeit. Den Rücken gestärkt und die Seele gestreichelt haben mir: Lucimara Alves, Martin Kaiser, Familie Bordo-Weber, Julia Neubauer, Heliene Lopes, Familie Brichta, Barbara Heinzelmann, Familie Kuhlmann, Gilvan Oliveira, Carla Sihler, Alessandro Melo, Josenildo Pereira, Daniel Pötter und viele andere.

Beim wolkenlosen Himmel bedanke ich mich für die vielen Sterne in der Nacht: Jeder von ihnen ist ein Gruß von unserer lieben Silke König.

ABSTRACT

The main goal of this work was to study the influence of microbial extracellular polymeric substances (EPS) on the operation parameters of planted wetlands with a vertical hydraulic flow, with special focus on the soil clogging issue. Moreover, EPS staining and quantification methods were tested.

For the EPS staining three dyes were tested: Ruthenium Red, Alcian Blue and black ink. For the EPS extraction from biofilm, four products were tested: sodium hydroxide (NaOH), ethyleneglycol tetraacetic acid (EGTA), formaldehyde followed by sodium hydroxide, and cation exchange resin (CER). The best results were obtained with the methods drawing ink (for staining) and CER (for extraction). The protein-, humic substances-, carbohydrate- and DNA contents in the extracted EPS samples were analysed for comparison.

The results on EPS development showed that:

- soil clogging in wetland is produced by microbial growth, mainly through production of EPS and
- if effluent flow is interrupted, the surface of the wetland bed dries up and EPS concentration decreases significantly while hydraulic permeability increases. Resumed irrigation leads again to the formation of a biofilm, which in turn leads to soil clogging.

The interruption of the wetland operation showed good results on the infiltrative capacity regeneration. Such interruption should last for several weeks. The actual duration depends on weather conditions, like rainfall and temperature. It is of utmost importance to make sure that the biofilm dries out and degrades.

EPS production was also the main cause for soil clogging in sand columns sprinkled with rain water, but in this case the clogging was delayed due to the considerably lower organic load. The development of the EPS-rich biofilm (resulting in soil clogging) followed a similar pattern in wetland beds and sand columns. In both procedures, the analytical methods employed were the same.

Works from other authors on infiltration ponds for rain water have already shown a significant influence of biological factors on soil clogging. Nevertheless, the effects of rainfall containing high concentrations of suspended solids remain yet to be studied.

INHALTSVERZEICHNIS

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

TABELLENVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGS- UND GRÖSSENVERZEICHNIS

1	EINFÜHRUNG.....	1
2	THEORETISCHE GRUNDLAGEN	3
2.1	VERTIKALPFLANZENKLÄRANLAGEN (VPKA).....	4
2.2	VERTIKALPFLANZENKLÄRANLAGEN UND KOLMATION.....	6
2.3	MIKROBIOLOGISCHE GRUNDLAGEN - BIOFILM	8
2.4	EXTRAZELLULÄRE POLYMERE SUBSTANZEN (EPS)	13
2.5	EXTRAKTION VON EPS.....	16
3	ZIEL DER ARBEIT	18
4	MATERIAL UND METHODEN	19
4.1	ANALYSEMETHODEN ZUR CHARAKTERISIERUNG DES ABWASSERS	23
4.1.1	BESTIMMUNG DES CHEMISCHEN SAUERSTOFFBEDARFS	24
4.1.2	BESTIMMUNG DES TOTALEN UND GELÖSTEN ORGANISCHEN KOHLENSTOFFS	24
4.1.3	ABFILTRIERBARE STOFFE (AFS), AFS-SPLIT.....	24
4.1.4	BESTIMMUNG VON AMMONIUM-STICKSTOFF (NH_4^+ -N).....	25
4.2	HYDRAULIK.....	26
4.3	ANALYSE DER BODENPROBEN	26
4.3.1	ANALYSE DES TROCKENGEHALTES UND GLÜHVERLUSTES	26
4.3.2	ANALYSE DER ABSCHLÄMMBAREN STOFFE (ASS)	27
4.4	AUSWAHL UND DURCHFÜHRUNG DER QUALITATIVEN METHODE ZUR ANALYSE DER EPS IM BODEN.....	27
4.5	AUSWAHL DER QUANTITATIVEN METHODE ZUR ANALYSE DER EPS IM BODEN.....	31
4.6	QUANTITATIVE METHODE ZUR ANALYSE DER EPS IM BODEN - EXTRAKTION MIT IONENAUSTAUSCHER	35
4.6.1	PROTEIN- BZW. HUMINSTOFFBESTIMMUNG	37
4.6.2	KOHLHENHYDRAT-BESTIMMUNG.....	39
4.6.3	DESOXYRIBO-NUKLEIN-SÄURE (DNS)	40
4.6.4	KONTROLLE DER METHODEN ZUR BESTIMMUNG DER EPS-BESTANDTEILE	40
5	ERGEBNISSE UND DISKUSSION	41

5.1	pH-WERTE IN DEN ZULÄUFE BZW. ABLÄUFE	41
5.2	SAUERSTOFFGEHALT IN DEN ZULÄUFEN BZW. ABLÄUFEN	42
5.3	ANALYSE DER EFFIZIENZ DER REDUKTION VON CHEMISCHEM SAUERSTOFFVERBRAUCH (CSB).....	44
5.4	ANALYSE DER EFFIZIENZ BEI AMMONIUM-STICKSTOFF (NH₄-N)	46
5.5	ORGANISCHE BELASTUNG (GLÜHVERLUST)	47
5.6	ORGANISCHE BELASTUNG DURCH GELÖSTEN ORGANISCHEN KOHLENSTOFF (DOC)....	48
6	UNTERSUCHUNGEN ZUR KOLMATION.....	49
6.1	ABFILTRIERTBARE STOFFE (AFS)	50
6.2	ABSCHLÄMMBARE STOFFE (ASS).....	52
6.3	TEMPERATUREINFLUSS	53
6.4	BODENWASSERGEHALT	54
6.5	EPS-VERÄNDERUNG ANHAND DER ANALYSE MIKROSKOPISCHER AUFNAHMEN.....	57
6.6	QUANTITATIVE EPS-ANALYSE	61
6.6.1	ANALYSE DER PROTEINE UND HUMINSTOFFE IM ZUSAMMENHANG MIT EPS	68
6.6.2	ANALYSE DER KOHLENHYDRATE IM ZUSAMMENHANG MIT EPS	71
6.6.3	ANALYSE DER DESOXYRIBO-NUKLEIN-SÄURE (DNS) IM ZUSAMMENHANG MIT EPS.....	74
6.7	EPS- ANALYSE IN VERSCHIEDENEN TIEFEN DES BODENPROFILS IN VPKA	75
6.8	EPS UND INFILTRATIONSRATE.....	78
7	ZUSAMMENFASSUNG	85
8	LITERATUR	87
ANHANG A		I
ANHANG B		III
ANHANG C		VIII

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abbildung 2.1: Transversaler Querschnitt einer konstruierten Pflanzenkläranlage mit vertikaler Strömung. Mit Veränderungen nach HEGEMANN (1996).	5
Abbildung 2.2: Entwicklung und Ausbreitung eines Biofilms in einem Wassersystem. A) „conditioning film“, B) reversible und irreversible Adhäsion, C) EPS-Produktion und Bildung von Mikrokolonien, D) reifer, konfluent Biofilm, E) Ablösung einzelner Bestandteile durch Biofilm-Fetzen („sloughing“) oder aktive Ablösung von Einzelorganismen („Schwärmerzellen“) durch Abbau von Matrixpolymeren, F) weitere Ausbreitung und Neubesiedlung.	12
Abbildung 2.3: Verschiedene Komponenten in der Biofilm-Matrix. An der linken Seite ist eine Gram-Negative und an der rechten Seite eine Gram-Positive Zelle. Zy= Zytoplasma, ZM = Zytoplasmatische Membran; MS = Mureinschicht; ÄM = Äußere Membran; LPS = Lipopolysaccharide; K = Kapsel; LTS = Lipoteichonsäure. Mit Veränderungen nach FLEMMING (1995).	14
Abbildung 2.4: Zunahme der extrazellulären polymeren Substanzen und der Zellbiomasse im Biofilm während der Inkubationszeit. Modifiziert nach ZHANG & FANG (2001).	15
Abbildung 4.1: Skizze der Pflanzenkläranlage Merzdorf.	20
Abbildung 4.2: Skizze der Pflanzenkläranlage Ließen.	21
Abbildung 4.3: Schema der Regenwassernutzungsanlage der UFA-Fabrik in Berlin, mit Versuchssäulen.	22
Abbildung 4.4: Versuchssäulen zur Regenwassernutzung in der UFA-Fabrik. Auf der linken Seite befindet sich Tonne 5 (T 5) und auf der rechten T 6.	23
Abbildung 4.5: Verfahren zur mikroskopischen Analyse von Proben mit Bodenpartikeln.	29
Abbildung 4.6: Mikroskopische Visualisierung mit Phasen-Kontrast. Färbung mit Alcian-Blau Lösung (1:10/ 1 min.), Gegenfärbung durch Safraninlösung (1:10 / sofort). Oberste Bodenschicht des Beetes 4 der PKA Merzdorf vom 9.2.2001.	30
Abbildung 4.7: Mikroskopische Visualisierung mit Phasen-Kontrast. Färbung mit Ruthenium-Rot Lösung (1:10 / 3 min.), Oberste Bodenschicht des Beetes 4 der PKA Merzdorf vom 1.2.2001.	30
Abbildung 4.8: Mikroskopische Visualisierung mit Phasen-Kontrast und Verwendung von Tusche. Oberste Bodenschicht des Beetes 4 der PKA Merzdorf vom 18.06.2001.	31
Abbildung 4.9: Effizienzermittlung der EPS- Extraktionsmethode unter Anwendung von 65, 75, 85 und 95 g Ionenaustauscher DOWEX 50x8 (Na ⁺ -Form) pro g oTS in den Bodenproben. Bestimmungswerte von Protein, Polysaccharide und DNS wurden in mg/l vorgestellt.	33
Abbildung 4.10: Protokoll für die Auswahl der effizientesten Extraktionsmethode, sowie für die Bestimmung der EPS-Bestandteile (Protein, Huminstoffe, Kohlenhydrat und DNS).	34
Abbildung 4.11: Protokoll für die Bestimmung von Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS. Der Extrakt wurde wie in Kap. 4.6 beschrieben erhalten.	36
Abbildung 5.1: Sauerstoffhaushalt in den Beeten 3 und 4 der PKA Merzdorf.	43
Abbildung 5.2: Sauerstoffhaushalt in den Versuchssäule der UFA-Fabrik.	44
Abbildung 6.1: Organische und anorganische Anteil der AFS in dem Zulauf von PKA Merzdorf.	51
Abbildung 6.2: Abschlammfähige Stoffe in Beet 4 der PKA Merzdorf.	53
Abbildung 6.3: TDR- Messergebnissen aus Beet 4 der PKA Merzdorf, in bezug auf die Quadranten 1, 2, 3 und 4.	56

Abbildung 6.4: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Bodenproben der Ruhephase. a) Mikrokolonie (mit Pfeil gekennzeichnet) aus dem Beetes 3 der PKA Merzdorf am 12.06.2002 b) frei lebende Zelle (Pfeil) mit EPS-Hof aus der Versuchssäule T5 der UFA Fabrik vom 13.11.2002. Die Proben stammten aus der Oberfläche.	58
Abbildung 6.5: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Bodenproben der normalen Betriebsbedingungen. Aggregate mit EPS (mit Pfeilen gekennzeichnet). Proben aus der Oberfläche a) des Beetes 3 der PKA Merzdorf vom 30.10.2002 und b) der Versuchssäule T5 der UFA Fabrik vom 28.05.2003.	58
Abbildung 6.6: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix kolmatierter Bodenproben aus der Oberfläche. Aggregate mit EPS (mit Pfeilen gekennzeichnet) aus a) dem Beetes 3 der PKA Merzdorf vom 28.01.2003 und b) der Versuchssäule T5 der UFA Fabrik vom 05.11.2003.....	59
Abbildung 6.7: Kieselalge (Pfeil) im Bodenprobe des Beetes 3 der PKA Merzdorf vom 30.10.2002 (normale Betriebsbedingungen).....	60
Abbildung 6.8: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Oberflächenbodenproben aus Beet 4 der PKA Merzdorf bei a) Ruhephase vom 07.01.2003 (Mikrokolonie mit EPS - Pfeil - und mineralischen Partikeln), b) normalen Betriebsbedingungen vom 10.07.2002 (Aggregat mit EPS mit Pfeil markiert) und c) kolmatierten Verhältnissen vom 14.08.2002 (Aggregat mit EPS mit Pfeil gekennzeichnet).....	61
Abbildung 6.9: Entwicklung der EPS in Beet 3, im Bezug auf die Bestandteile Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.....	62
Abbildung 6.10: Entwicklung der EPS in Beet 4 von Merzdorf, im Bezug auf die Bestandteile Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.....	63
Abbildung 6.11: Entwicklung der EPS in Beeten 1 und 2 von Ließen, im Bezug auf die Bestandteile Protein und Kohlenhydrat. Mittelwert der Quadranten 1 und 2 ist in mg/g oTS dargestellt.....	65
Abbildung 6.12: Entwicklung der EPS in Versuchssäulen T5 und T6 der UFA-Fabrik, im Bezug auf die Bestandteile Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS.....	66
Abbildung 6.13: Entwicklung des Proteins und Huminstoffes in den Beeten 3 und 4 der PKA Merzdorf. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.	69
Abbildung 6.14: Entwicklung des Kohlenhydrates in den Beeten 3 und 4 der PKA Merzdorf. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.	72
Abbildung 6.15: Gesamte EPS in Tiefe der PKA Merzdorf. Einzelne Werte in Bezug auf den Quadranten in mg/g oTS dargestellt.	75
Abbildung 6.16: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Bodenproben aus Beet 4 (Quadrant 1) der PKA Merzdorf an der Oberfläche (a), in einer Tiefe von 30 cm (b), 50 cm (c) und 70 cm (d). Proben vom 31.03.03.	78
Abbildung 6.17: Verhältnis zwischen der Infiltrationsrate und den durch Mikroorganismen hergestellten EPS in Beet 3 der PKA Merzdorf.	79
Abbildung 6.18: Verhältnis zwischen der Infiltrationsrate und den durch Mikroorganismen hergestellten EPS in Beet 4 der PKA Merzdorf.	79
Abbildung 6.19: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes im Beet 3 der PKA Merzdorf.	81
Abbildung 6.20: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes im Beet 4 der PKA Merzdorf.	82

Abbildung 6.21: Betriebswasserverbrauch in der Versuchssäule T6 der UFA-Fabrik im Laufe der Zeit	82
Abbildung 6.22: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes in Versuchssäule T5 der UFA-Fabrik	83
Abbildung 6.23: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes in Versuchssäule T6 der UFA-Fabrik.	84
Abbildung A. 1: Sieblinien des Sands der PKA Merzdorf	II
Abbildung A. 2: Sieblinien des Sands der PKA Ließen.....	II
Abbildung B. 1: CSB in Zulauf und Ablauf in Beet 3 der PKA Merzdorf.....	IV
Abbildung B. 2: CSB in Zulauf und Ablauf in Beet 4 der PKA Merzdorf.....	IV
Abbildung B. 3: CSB in Zulauf und Abläufen des Beetes V1 und V2 der PKA Ließen...	V
Abbildung B. 4: CSB in Zulauf und Abläufen der Versuchssäulen der UFA-Fabrik.....	V
Abbildung B. 5: Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$) im Zulauf und Ablauf im Beet 3 der PKA Merzdorf.....	VI
Abbildung B. 6: Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$) im Zulauf und Ablauf im Beet 4 der PKA Merzdorf.....	VI
Abbildung B. 7: Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$) im Zulauf und den Abläufen der Versuchssäulen der UFA-Fabrik.....	VII

TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 4.1: Vergleich zwischen den Methoden NaOH, EGTA, Formaldehyd-NaOH und Ionenaustauscher zur Extraktion von EPS aus der Bodenprobe Merzdorf Beet 3 (Quadrant 2) am 25.09.2002 (Werte in mg/L).	35
Tabelle 4.2: Kontrolle der Standards. Zwischen runden Klammern sind die erwarteten Werte den gemessenen Werten nachgestellt (in mg/l). Leerwert: MilliQ Wasser. ...	40
Tabelle 5.1: pH-Werte in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.....	42
Tabelle 5.2: CSB-Konzentration in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.....	45
Tabelle 5.3: DOC-Konzentration in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.....	48
Tabelle 6.1: Abfiltrierbare Stoffe (AFS) in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.....	51
Tabelle 6.2: Verhältnis zwischen Protein und Kohlenhydrat in den PKA Merzdorf und Ließen, sowie in den Versuchssäulen der UFA-Fabrik (Werte in mg/g oTS).	73
Tabelle 6.3: Desoxyribo-Nuklein-Säure (DNS) in der PKA Merzdorf bzw. in der Versuchssäule in der UFA-Fabrik. (Werte in mg/g oTS).....	74
Tabelle C. 1: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 1 des Vertikalbeetes 3 (V31) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	IX
Tabelle C. 2: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 2 des Vertikalbeetes 3 (V32) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	X
Tabelle C. 3: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 3 des Vertikalbeetes 3 (V33) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	XI
Tabelle C. 4: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 4 des Vertikalbeetes 3 (V34) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	XII
Tabelle C. 5: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 1 des Vertikalbeetes 4 (V41) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	XIII
Tabelle C. 6: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 2 des Vertikalbeetes 4 (V42) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	XIV
Tabelle C. 7: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 3 des Vertikalbeetes 4 (V43) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.	XV

Tabelle C. 8: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 4 des Vertikalbeetes 4 (V44) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben. ...	XVI
Tabelle C. 9: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) in den Quadranten 1 und 2 des Vertikalbeetes 1 (V11 und V12) bzw. in den Quadranten 1 und 2 des Vertikalbeetes 2 (V21 und V22) der PKA Ließen, in Bezug auf die Bestandteile Protein und Kohlenhydrat sowie Glühverlust der Bodenproben.	XVII
Tabelle C. 10: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) in den Versuchssäulen T5 und T6 der UFA-Fabrik, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Glühverlust der Bodenproben	XVIII
Tabelle C. 11: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) in der Tiefe der PKA Merzdorf sowie Glühverlust der Bodenproben.....	XVIII

ABKÜRZUNGS- UND GRÖSSENVERZEICHNIS

Abkürzung/Größe	Einheit	Bedeutung
(V)PKA	-	(vertikal) Pflanzenkläranlage
AFS	mg/l	Abfiltrierbare Stoffe
ASS	mg/l	Abschlämbbare Stoffe
BSB	mgO ₂ /l	Biochemischer Sauerstoffbedarf
cm		Zentimeter
CO ₂	-	Kohlendioxid
CSB	mgO ₂ /l	Chemischer Sauerstoffbedarf
d	-	Tage
d ₁₀	mm	Korngröße bei 10% Siebdurchgang
DNS		Desoxyribo Nuklein-Säure
DOC	mg/l	Gelöster organischer Kohlenstoff
EDTA		Ethylendiamintetraessigsäure
EGTA		Ethylenglycoltetraessigsäure
EPS	mg/g oTS	Extrazelluläre polymere Substanzen
EW		Einwohnerwerte
g		Gramm
GV	%	Glühverlust
k _f	m/s	Hydraulische Leitfähigkeit
km		Kilometer
l		Liter
m		Meter
m ²		Quadratmeter
mg		Milligramm
min		Minute
ml		Milliliter
µl		Mikroliter
mm		Millimeter
mM		Millimolar
nm		Nanometer
O ₂	mg/l	Sauerstoff
oTS	g	Organische Trockensubstanz

R^2		Korrelationskoeffizient
s		Sekunden
TDR	-	Time Domain Reflectory
U	-	Ungleichförmigkeitsgrad
v/v		Verhältnis Volumen pro Volumen
V1, V2,...	-	Vertikalbeet 1, 2...

1 EINFÜHRUNG

Industrie- und Haushaltsabwässer enthalten i.d.R. große Mengen an organischen Stoffen. Die direkte Einleitung solchen Abwassers in Flüsse und Seen führt, abgesehen von Belastungen mit Giftstoffen, zur Erhöhung des Nährstoffangebotes. Diese wiederum führt zu einer explosionsartigen Entwicklung von Mikroorganismen, die den gelösten Sauerstoff aufzehren, der für die Wasserfauna notwendig ist. Außerdem überdauern viele Krankheitskeime mehr oder weniger lange im Abwasser, so dass Trinkwasser verseucht und Epidemien ausgelöst werden können. Somit ist die Reinigung von Abwasser durch Kläranlagen vor der Einleitung in die natürlichen Gewässer essenziell.

Das Fehlen einer Kläranlage kann noch zu vielen anderen Konsequenzen führen, von denen WARTCHOW (1996) folgende aufführt:

- Verminderung der Wasserreserven,
- Beeinträchtigung des Bodens durch unzulängliche Absetzung der festen und flüssigen Abfälle,
- Verschmutzung des Grundwassers,
- geringeres Einkommen in der Landwirtschaft durch Fehlendes Bewässerungswasser,
- negative öffentliche Meinung,
- zusätzliche Kosten durch Sanierungs- und Infrastrukturdienstleistungen,
- Beschränkung des Wasserverbrauches,
- starke Erhöhung der Umweltverschmutzung,
- ein hoher Sterblichkeitsindex, hauptsächlich bei Kindern,
- niedrige Lebensqualität in bezug auf die Umwelt, usw.

Hauptsächlich in abgelegenen landwirtschaftlichen Gebieten ist eine Anbindung an eine Kläranlage wegen der hohen Baukosten der Zuleitung häufig unmöglich. In diesen Fällen kann die Einrichtung einer einfachen Pflanzenkläranlage im Vergleich mit anderen Systemen

viele Vorteile bieten (KADLEC & KNIGHT, 1996; DENNY, 1997; KANTAWANICHKUL et al., 1998; HABERL, 1998 und OKURUT et al., 1998):

- die Möglichkeit der Abwasserbehandlung in Bereichen mit niedriger Bevölkerungsdichte,
- die Integration dieser naturnahen Anlage in die Landschaft, wodurch auch der Lebensraum für verschiedene heimische Tierarten geschaffen bzw. erhalten bleibt,
- geringe Investitions- bzw. Betriebskosten, Stabilität des Prozesses, einfache Bau- bzw. Betriebstechnik, ohne große spezielle technische Fachkenntnisse zu betreiben und
- reduzierte Schlammproduktion, usw.

Besonders die tropische oder äquatoriale Umwelt, wie sie viele Entwicklungsländer aufweist, hat ein Klima, das dem Wachstum der Pflanzen und den Aktivitäten der Mikroben während des ganzen Jahres förderlich ist. Trotzdem sind Pflanzenkläranlagen hauptsächlich in Industrieländern erforscht und eingesetzt werden. Dafür beschreibt HABERL (1999) folgende Hauptursachen:

- die Hilfsprogramme der Industrieländer in Entwicklungsländern tendieren dazu, die Technologien mit kommerziellem Hintergrund zu begünstigen;
- die Wissenschaftler der Industrieländer zeigen häufig geringes Interesse daran, die Technologien an die Realität und Kultur der jeweiligen Entwicklungsländer anzupassen;
- statt die Entwicklungsländer zu unterstützen, an eigenen Technologien zu forschen und diese einzusetzen, überwiegt die Tendenz, die nördlichen Planungen in die tropische Umwelt zu überführen.

SALATI JR. et al. (1999) berichten, dass die Nutzung von Pflanzenkläranlagen in Brasilien noch als eine neue Technologie betrachtet wird. Obwohl einige Unternehmer wie SABESP (Companhia de Saneamento Básico do Estado de São Paulo) und SANEPAR (Companhia de Saneamento do Paraná) seit einigen Jahren an solchen Anlagen forschen und mit ihnen arbeiten, gibt es immer noch großen Widerstand der Regierungsinstitutionen bei der Umsetzung solcher Technologie.

2 THEORETISCHE GRUNDLAGEN

BISCHOFBERGER & HEGEMANN (2000) definieren Pflanzenkläranlagen als naturnahe Kläranlagen, vertikal oder horizontal durchströmt, bestehend aus einem mit Sumpfpflanzen besetzten Bodenkörper aus sandig bis kiesigem Material. Sie haben geringe Betriebskosten, ihre Reinigungsleistung erfolgt durch eine Kombination aus Boden-, Bakterien- und Pflanzeneinfluss, und wegen des Platzbedarfs liegt der Einsatzbereich in Deutschland i. d. R. bei Anschlusswerten < 1000 Einwohner.

Die Entwicklung von Pflanzenkläranlage-Systemen begann Anfang der 1960er Jahre in Deutschland mit den Forschungsarbeiten der Limnologin Käthe Seidel. Da sie Kiesel als Füllmittel und unterschiedliche Arten von Makrophyten verwendete, gab es in ihren Anlagen keine Probleme von Kolmation oder Bodenverstopfung (in der englischsprachigen Literatur wird dieses Phänomen als "Soil clogging" bezeichnet), und die Wasserreinigung basierte hauptsächlich auf dem Gebrauch von Pflanzen.

In den 1970er Jahren versuchte Kickuth, mit der Wurzelraumanlage eine höhere Stickstoffelimination zu erreichen. Dabei ging er von der Annahme aus, dass bei Nutzung lehmiger Böden mit k_f -Werten von $10^{-7} - 10^{-8}$ der Stickstoff in der oberer aeroben Zone nitrifiziert und in der anaeroben denitrifiziert werden würde. Der Phosphor würde durch die lehmigen Bestandteile des Bodens chemisch fixiert. Die Ergebnisse haben gezeigt, dass die Anlagen nach seiner Konstruktionsweise hydraulisch dicht waren, so dass das übel riechende, ungereinigte Abwasser über die Oberfläche der Beete abfloss. Außerdem wurde später festgestellt, dass Stickstoff nur in den obersten 10 cm des Bodenprofils umgesetzt wird (WISSING, 1995).

Die erste umfassende Anleitung zu Bemessung, Bau und Betrieb von Pflanzenbeeten in Deutschland erschien 1988 von der Abwassertechnischen Vereinigung e. V. (ATV) als Hinweisblatt H262 (ATV, 1989). Damals wurden noch nicht die Bodenfilter in vertikale und horizontale unterschieden. Im Juli 1998 wurde das Arbeitsblatt A262 der ATV (ATV, 1998) veröffentlicht, das auch Vertikalfilter berücksichtigte.

GELLER et al. (1992) zählen 4 Grundprinzipien der Abwasserbehandlung durch Pflanzenkläranlagen (PKA) auf: Mechanische durch die Filterwirkung im Boden; Physikalische, mittels Adsorption an Bodenteilchen; Biologische, durch Bakterien und

Chemische, wegen der Fällungsreaktionen, die auftreten. Aber der größte Teil der Reinigung erfolgt durch mikrobielle Aktivität.

Die Pflanzen, die in solchen Systemen benutzt werden, allgemein als Makrophyten bezeichnet, schließen hauptsächlich Schilf, Rohrkolben, Teichbinsen, Seggen, Kalmus und Wasserschwertlilien ein. Das Vorhandensein der Makrophyten ist die hauptsächliche Eigenschaft, um eine Pflanzenkläranlage zu definieren (BRIX, 1996).

Die Hauptfunktion der Makrophyten bezüglich der Behandlung des Abwassers ist, nach BRIX (1994), physikalischen Charakters: sie stabilisieren die Oberfläche der Beete, schaffen gute physikalische Bedingungen für die Filterwirkung mittels der Durchwurzelung des Filtermaterials, sie verhindern die Verstopfung des Bodens, sie isolieren das System vor intensiver Kälte während des Winters, sie gewähren einen großen Oberflächenbereich für die Entwicklung der bakteriologischen Biofilme, usw. HEGEMANN (1996) fügt noch hinzu, dass der Gebrauch von Pflanzen die Porosität des Bodens und die Höhe des Sauerstofftransfers durch ihr luftleitendes Gewebe vergrößert.

Das Schilf (*Phragmites australis*) ist in der Regel die meist verwendete Pflanze in PKAs, und GELLER et al. (1992) stellen als Vorteile dieser Pflanzen dar: Sie durchwurzeln als einzige auch grobkörnigere Filtermaterialien bis 1 m Tiefe (mit Ausnahme von ungeeigneten Böden wie Kies bzw. scharfkantige Kiese und Grobsande), sie durchwachsen die eigene abgestorbene Biomasse völlig problemlos, und die oberirdische Biomasse führt auch beim Umfallen in evtl. vorhandene oberflächliche Wasserströme kaum zur Eutrophierung des Ablaufs. In einer anderen Arbeit erläutern GELLER & THUM (1999), dass sich das Schilf wegen des hohen Sauerstoffeintrags, der bei 2-5 g O₂/m²·d liegt, auszeichnet. Darüber zeigt es bezüglich des Einflusses auf die Redoxbedingungen die größte Leistungsfähigkeit aller bisher untersuchten Arten (einschließlich Reis).

2.1 Vertikalpflanzenkläranlagen (VPKA)

Vertikal betriebene Pflanzenkläranlagen weisen eine hohe Reinigungsleistung bei wartungsarmem Betrieb auf und nehmen wenig Fläche in Anspruch. Deshalb eignen sie sich zur Reinigung des kommunalen Abwassers als dezentrale Maßnahme und sind auf diesem Gebiet etabliert. GREEN et al. (1997) und REED & BROWN (1995) schlagen die Verwendung von solchen Systemen vor, vorzugsweise mit Luftzufuhr in die untersten Schichten, um die

Nitrifikation zu fördern. PLATZER (1996) begrenzt die Höhe des Beetes zwischen 0,8 und 1,5 m. Er schlägt weiterhin vor, die Leistungsfähigkeit solcher Anlagen zu erhöhen, indem Abwasser intermittierend eingeleitet wird. GELLER et al. (1992) schlagen eine Mindestmächtigkeit des Filterkörpers von 0,8 m vor, als Schutz vor Undichtigkeiten infolge Durchwurzelung der Abdichtungen. Die ATV (1998) fügt noch hinzu, dass das in ein solches System eingeleitete Abwasser entschlammt sowie von Grob- und Schwimmstoffen befreit sein muss. In Abb. 2.1 wird eine schematische Zeichnung dieses Systems dargestellt.

KANTAWANICHKUL et al. (1998) unterstrichen, dass VPKA mit dem Hauptziel der BSB-Verminderung und Nitrifikation eingesetzt werden. Die Nitrifikation erreicht gute Werte, laut PLATZER (1996), bei einer maximalen Einsickerungsrate von 300 mm/Tag, wenn das System eine gute Infiltrationskapazität hat.

COOPER (1998) stellt als Vorteile der VPKA die große Kapazität des Sauerstofftransfers heraus, weil sie eine größere Nitrifikation zulässt, und die beträchtlich geringere Größe, weil sie nur einen Bereich von ungefähr $2 \text{ m}^2/\text{Einwohner}$ benötigt, während die Pflanzenkläranlage mit Horizontalströmung 5 bis $10 \text{ m}^2/\text{Einwohner}$ braucht.

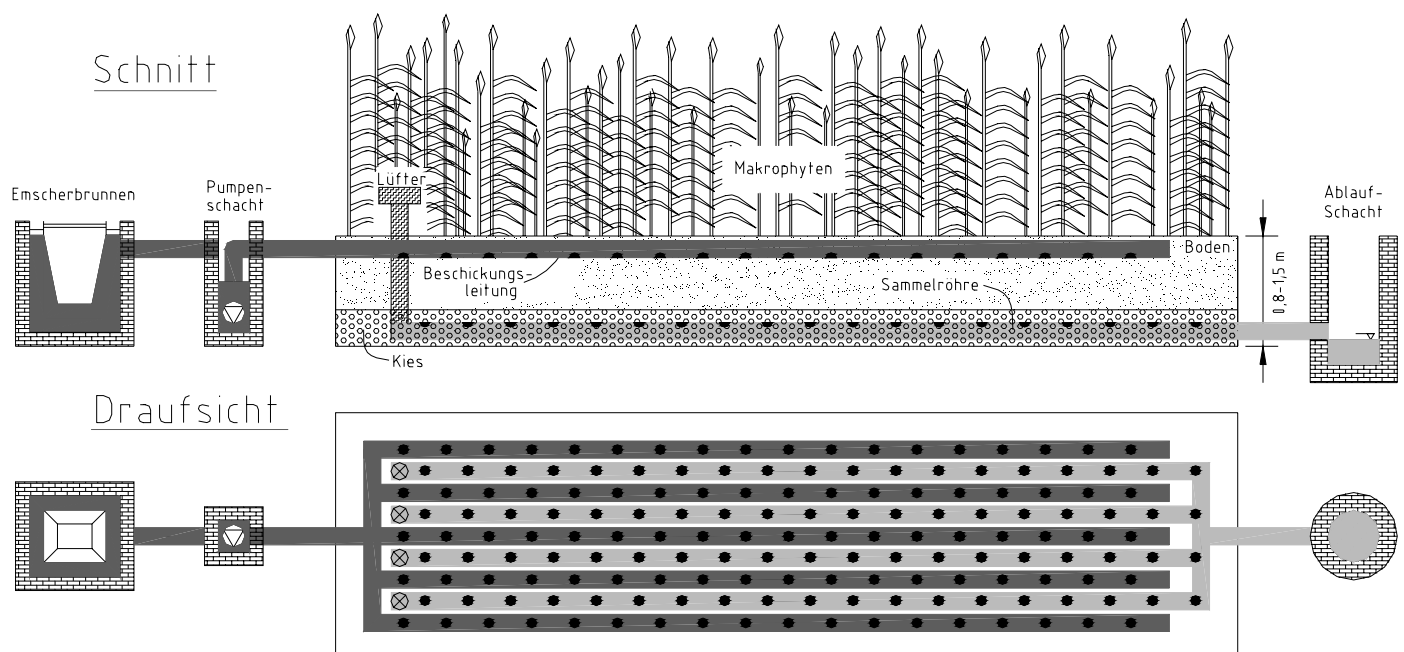


Abbildung 2.1: Transversaler Querschnitt einer konstruierten Pflanzenkläranlage mit vertikaler Strömung. Mit Veränderungen nach HEGEMANN (1996).

Beeinträchtigt wird diese vielversprechende Methode durch die immer wieder auftretende Kolmation von Anlagen. Dies bedeutet die Verstopfung der Vertikalfilter in der obersten Bodenschicht. Sie führt zu einer erheblichen Verringerung der Wasserleitfähigkeit und stellt somit ein großes Problem für den Betrieb der Anlagen dar.

2.2 Vertikalpflanzenkläranlagen und Kolmation

Für die Dimensionierung von Systemen, die auf der Abwasserinfiltration basieren (Vertikalpflanzenkläranlagen, Langsamsandfiltration, Grundwasseranreicherung durch Sickerbecken, u. a.), wird eine Auswahl von Parametern herangezogen, bei denen die Wechselwirkungen zwischen Abwasser und Boden z. T. noch nicht voll geklärt sind. Es wurde zum Beispiel das Auftreten der Verstopfung der Poren des Filters und entsprechender Rückgang der Sickerrate beobachtet. In extremen Fällen kann die Kolmation nach einigen Autoren (KROPF, 1975; OTIS, 1985) sogar zu einem Versagen der Abwasserbehandlungsanlage führen. In der Literatur sind folgende mögliche Hauptursachen, die mit diesem Problem in Verbindung stehen, zu finden (BLAZEJEWSKI & MURAT-BLAZEJEWSKA, 1997):

- Kleiner Porenraum im Füllmaterial des Beetes,
- Speicherung von Schwebstoffen im Porenraum,
- Mikrobefilm, der sich in diesem Milieu bildet,
- Durchdringung des umgebenden Bodens durch Wurzel- und Rhizomwachstum, und Ausfüllen von Bodenporen mit feinen Wurzelhäuten,
- Verstopfung der Poren wegen des anorganischen Gels, das sich hauptsächlich aus der Auflösung des Kalziums in der Kieselschicht ergibt, usw.

Unklar sind bisher die Ursachen, die bei einigen Anlagen mit ganz unterschiedlicher Betriebsdauer zur Kolmation führen. Erste Untersuchungsergebnisse eines an der TU-Berlin durchgeführten DFG-Forschungsvorhabens deuteten auf eine maßgebliche Beteiligung des biologischen Aufwuchses hin, insbesondere des dabei gebildeten Biofilms, bestehend vor allem aus extrazellulären polymeren Substanzen (TESCHNER, 2001).

SEKI & MIYASAKI (2001) veranschaulichen als Kolmationsstoffe Bakterien, Pilze, Algen und von diesem hergestellte Produkte, wie die extrazellulären, biogenen Polysaccharide. Gase, wie das durch Bakterien hergestellte Methan, können nach SOARES et al. (1989) auch die Poren des Bodens verstopfen, und zu Kolmation führen.

LE BIHAN & LESSARD (2000) sagen, dass die vorhandenen extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) zur Verstopfung des Porenraumes in einer VPKA führen können. Die Autoren fügen noch hinzu, dass niedrige Temperaturen dieses Phänomen sehr zu beeinflussen scheinen. So erhöht sich zum Beispiel bei niedrigen Temperaturen die Produktion von EPS durch die Bakterien. Außerdem können sie auch die Leistung der Vorklärung vermindern, so dass große Kolmationspartikel in die Filter eingeleitet werden können. In ihren Untersuchungen haben sie ein direktes proportionales Verhältnis zwischen der Menge der Gesamtpolysaccharide und der Konzentration der als organische Feststoffe ausgedrückten Biomasse gefunden.

WISSING (1995) sagt, dass die Mikroorganismen einen biologischen Rasen auf der Oberfläche des Substrates bilden. Perkoliert Abwasser durch einen Filterkörper, werden die Schmutzstoffe zunächst an extrazelluläre polymere Substanzen (EPS) adsorbiert. In einem zweiten Schritt erfolgt der eigentliche Abbau der Schmutzstoffe. Die Verstopfung von Bodenporen kann neben dem Wachstum von Bakterienzellen auch durch von diesen Zellen ausgeschiedenen gelartigen Stoffen (EPS) verursacht werden (PLATZER, 1998).

GELLER et al. (1992) erklären, dass das eingesetzte Filtermaterial sich nicht nur auf Durchlässigkeit, Sorption und Pflanzenwachstum auswirkt, sondern auch auf die mikrobiellen Aktivitäten.

Verschiedene Autoren wie HIJNEN & KOOLJ (1992), KROPF et al. (1975) und DE VRIES (1972) betonen, dass es sich bei der Kolmation um eine oberflächige Erscheinung handelt, hauptsächlich auf den ersten 1 bis 2 cm des Beets, und die Hauptursache ist die Vermehrung bzw. das Wachstum der Mikroorganismen. Andererseits ist das Biomassewachstum nötig, um die Leistung der Abwasserreinigung zu erhöhen.

OKUBO & MATSUMOTO (1983) beschreiben die Kolmation der Bodenporen als einen dreistufigen Prozess: 1. eine aerobe Phase, in der die Sickerrate wegen Mikroorganismenvermehrung schnell absinkt, während sich der Boden langsam mit Wasser füllt 2. eine Übergangsphase (von aerober zu anaerober Beschaffenheit), wobei die Sickerrate

fast konstant ist oder nur leicht ansteigt bis die gesättigte hydraulische Leitfähigkeit erreicht ist und 3. eine anaerobe Phase, in der die Infiltrationsrate wegen des Wachstums der anaeroben Mikroorganismen schnell abfällt. Die Autoren bemerken auch, dass die Kolmation hauptsächlich in den ersten 2 cm der Oberfläche des Bodens erscheint.

2.3 Mikrobiologische Grundlagen - Biofilm

Am Abbau der belastenden organischen Stoffe sind viele Organismengruppen beteiligt. Die entscheidende Rolle spielen aber Bakterien, die im günstigsten Fall die meisten organischen Substanzen vollständig mineralisieren, d.h. zu anorganischen Stoffen abbauen. Neben Bakterien können auch Pilze, Protozoen, Rotatorien und Nematoden auftreten.

Mikroorganismen leben oft in enger Lebensgemeinschaft zusammen, in der die einzelnen Zellen, auch verschiedener Arten, durch schleimartige Substanzen zusammengehalten werden.

Der Begriff „Biofilm“ bezieht sich auf unterschiedliche Akkumulationen von Mikroorganismen, die dadurch entstehen, dass sich Zellen an Grenzflächen anlagern, sich dort vermehren, dabei Schleime aus EPS bilden und darin in mehr oder weniger immobilisierter Form leben. Wenn sie, statt sich auf einer Unterlage festzusetzen, in Suspension aneinander kleben, dann entsteht etwas ganz Ähnliches, nämlich Flocken oder Schlämme. All diesen Formen mikrobiellen Lebens ist gemeinsam, dass sie aus Zell-Aggregaten bestehen, die von den EPS zusammengehalten werden. Der Biofilm ist nach FLEMMING & WINGENDER (2000) die bevorzugte Lebensform der Mikroorganismen, in der sie nahezu ubiquitär auf der Erde vorkommen. Es wird geschätzt, dass mehr als 99% aller Mikroorganismen auf der Erde in Aggregaten leben. Laut CHRISTENSEN & CHARACKLIS (1990) können die Biofilme sich in Gegenwart von Wasser, Nährstoffen und Mikroorganismen auf nahezu jeder Oberfläche ausbilden.

Außer den Mikroorganismen und den von ihnen hergestellten EPS gehören weitere typische Komponenten zu Biofilmen: Mehrwertige anorganische Ionen (z.B. Ca^{2+} , Mg^{2+} , Fe^{3+}), kolloidale und gelöste organische Verbindungen, eingelagertes biogenes Material (Detritus) und abiotische Partikel (z. B. Tone, Sand, Korrosionsprodukte) sowie freies und gebundenes Wasser. Der Biofilm weist je nach Zusammensetzung Unterschiede in den

verschiedenen wichtigen Eigenschaften, wie Stärke, Elastizität, Sorptionsfähigkeit, u.s.w. auf. (NIELSEN et al, 1997)

MAYER et al. (1999) machen eine Aufstellung der physikalischen und chemischen Haupteigenschaften der Biofilme:

- Die mechanische Stabilität der Biofilme und anderer mikrobiologischen Aggregate: eine hohe mechanische Stabilität kann vorteilhaft sein in den auf Flockenbildung basierenden Abwasserbehandlungssystemen, aber nachteilig in anderen Systemen, bei denen die Biofilmentwicklung nicht erwünscht ist.
- Sorption der Wassermoleküle: das Wasser wird hauptsächlich mit den Polysacchariden und den Proteinen der Biomasse-EPS verbunden, und das kann ein wichtiger wirtschaftlicher Faktor z. B. bei der Entwässerung des Schlamms sein.
- Sorption von organischen und anorganischen Molekülen: Das kann wichtig für die Bindung von Schwermetallen und organischen Schmutzstoffen des Wassers sein. Hierbei spielt die EPS eine wichtige Rolle.
- Diffusionseigenschaft: Dieser Aspekt wird stark durch die Struktur und die Eigenschaften der EPS beeinflusst, wie auch durch die Verwerfungen, die durch die undurchlässigen Partikel entstehen.
- Bildung einer Gelschicht an der Oberfläche des Bodens: Diese Gelschicht kann Änderungen der ursprünglichen Oberflächeneigenschaften verursachen, vor allem einen Wechsel von hydrophob zu hydrophil.

FLEMMING & WINGENDER (2001) unterscheiden drei verschiedene Komponenten in einem Biofilm:

- Die flüssige Komponente beeinflusst die Entstehung des Biofilms durch Temperatur, pH-Wert, gelöste organische und anorganische Stoffe, Oberflächenspannung, Viskosität, hydrodynamische Parameter (Scherkräfte, Turbulenz und Druck).
- Die feste Komponente (Substratum) beeinflusst die Biofilmentwicklung durch chemische Zusammensetzung, Hydrophobizität, Oberflächenspannung, „biologischen Affinität“, das heißt Besiedelbarkeit, Rauigkeit und Porosität.

- Die mikrobiologische Komponente (Mikroorganismen) entwickeln sich in Abhängigkeit von Spezies, Zellzahl, Ernährungszustand, Hydrophobizität und Ladung der Zelloberfläche, EPS und Wachstumsphase.

SUTHERLAND (2001) stellt in Tab. 2.1 die typische Zusammensetzung der Biofilmmatrix vor. Mit einem Anteil von 98% bildet Wasser nach SCHMITT & FLEMMING (1999) den Hauptbestandteil eines Biofilms und anderer mikrobieller Aggregate, wie Flocken und Schlämme. Die Mobilität und Zähflüssigkeit des Wassers ist entscheidend für die biologischen Prozesse im Biofilm, weil diese Faktoren den Transport von Substraten und Produkten beeinflussen. Die hohe Wasserbindungskapazität der EPS stellt eine Schutzfunktion gegen das schnelle Austrocknen des Biofilms dar.

Tabelle 2.1: Typische Zusammensetzung von Biofilmmatrix (SUTHERLAND, 2001).

Bestandteil	% von der Matrix
Wasser	mehr als 97%
mikrobiologische Zelle	2 bis 5% (bei vielen Arten)
Polysaccharide (Mono- und Polysaccharide)	1 bis 2% (Neutrum und polyanionisch)
Proteine (extrazelluläre und aus Zellenbruch hervorgegangen)	<1 bis 2% (viele, ausschließlich Enzyme)
DNS und RNA	<1 bis 2% (aus gebrochen Zellen)
Ionen	? (verbundene und freie)

Die Struktur der Biofilmmatrix variiert nach den vorhandenen Zellen, dem physiologischen Status, den verfügbaren Nährstoffen und den physischen Bedingungen (SCHMITT & FLEMMING, 1999). Die Zellbiomasse im Biofilm kann laut NIELSEN ET AL. (1997) zwischen 10 % und 90 % der gesamten organischen Stoffe ausmachen. Nach CHRISTENSEN & CHARACKLIS (1990) liegt die Konzentration der EPS im Biofilm bei 1 bis 2 % (w/w).

Trotz der Vielfalt der Mikroorganismen lassen sich nach FLEMMING & WINGENDER (2001) bei der Entwicklung eines Biofilms generell verschiedene Stadien beschreiben. Dabei sind folgende Faktoren wichtig:

- die Induktionszeit, bis zum Beginn des logarithmischen Biofilmwachstums;
- die Wachstumsrate, die bestimmt, wie schnell das Plateau erreicht wird und

- das Ausmaß des Wachstums, das die Dicke und die Auswirkungen von Biofilmen bestimmt.

Nach FLEMMING & WINGENDER (2001) setzen sich bei der Entwicklung des Biofilms zuerst Bakterien am Substratum fest (Adhäsion), die sich später in Mikrokolonien organisieren. Die planktonischen Zellen begegnen in der Regel nicht direkt der Oberfläche des Substratums, sondern einer Grenzschicht, genannt „conditioning film“ (Abb. 2.2 A). Anfänglich ist der Kontakt zwischen Zelle und dieser Schicht noch reversibel. Nach einigen Minuten wird die Adhäsion bei manchen Organismen aufgrund der zunehmenden Wechselwirkungen von Bestandteilen der Zelloberfläche mit dem Substratum irreversibel.

Strukturen wie Flagellen, Pili und andere Zelloberflächenproteine können eine wichtige Rolle in der anfänglichen Phase der Biofilmbildung spielen. Mit Hilfe fädiger Proteinstrukturen bewegen sich die Zellen wahrscheinlich durch alternierende Verlängerungen und Verkürzungen der Pili an der Oberfläche entlang. Solche Bewegung werden als „twitching mobility“ bezeichnet (Abb. 2.2 B). Wenn aufgrund dieser Mobilität Zellen zusammentreffen, können sie sich zu Mikrokolonien zusammenlagern. Charakteristisch für diese Phase ist die Förderung oder Auslösung der EPS-Produktion. Vor allem durch die Vermehrung der Zellen wachsen die Mikrokolonien aufeinander zu, und durch zusätzlich angelagerte Zellen aus dem Wasser entwickelt sich ein geschlossener Biofilm. Mit der Zunahme der kolonisierten Fläche beginnen die Mikrokolonien zu konvergieren, was letztlich zur Entstehung des Biofilms führt (Abb. 2.2 C und D).

FLEMMING & WINGENDER (2001) schließen ihre Darstellung der Biofilmentwicklung mit der Phase ab, in der sich das Gleichgewicht zwischen Neubildung und Ablösung des Biofilms einstellt. Biofilmorganismen können passiv durch die Wirkung von Scherkräften kontinuierlich als einzelne Zellen abgelöst werden („Erosion“) oder als ganze Biofilmfetzen entfernt werden („Sloughing“). Es gibt auch Hinweise darauf, dass Bakterien aktiv den Verband des Biofilms als Schwärmerzellen verlassen können. Diese drei Mechanismen der Biofilmablösung können dazu führen, dass an anderer Stelle die Besiedlung von Oberflächen erneut beginnt (Abb. 2.2 E und F).

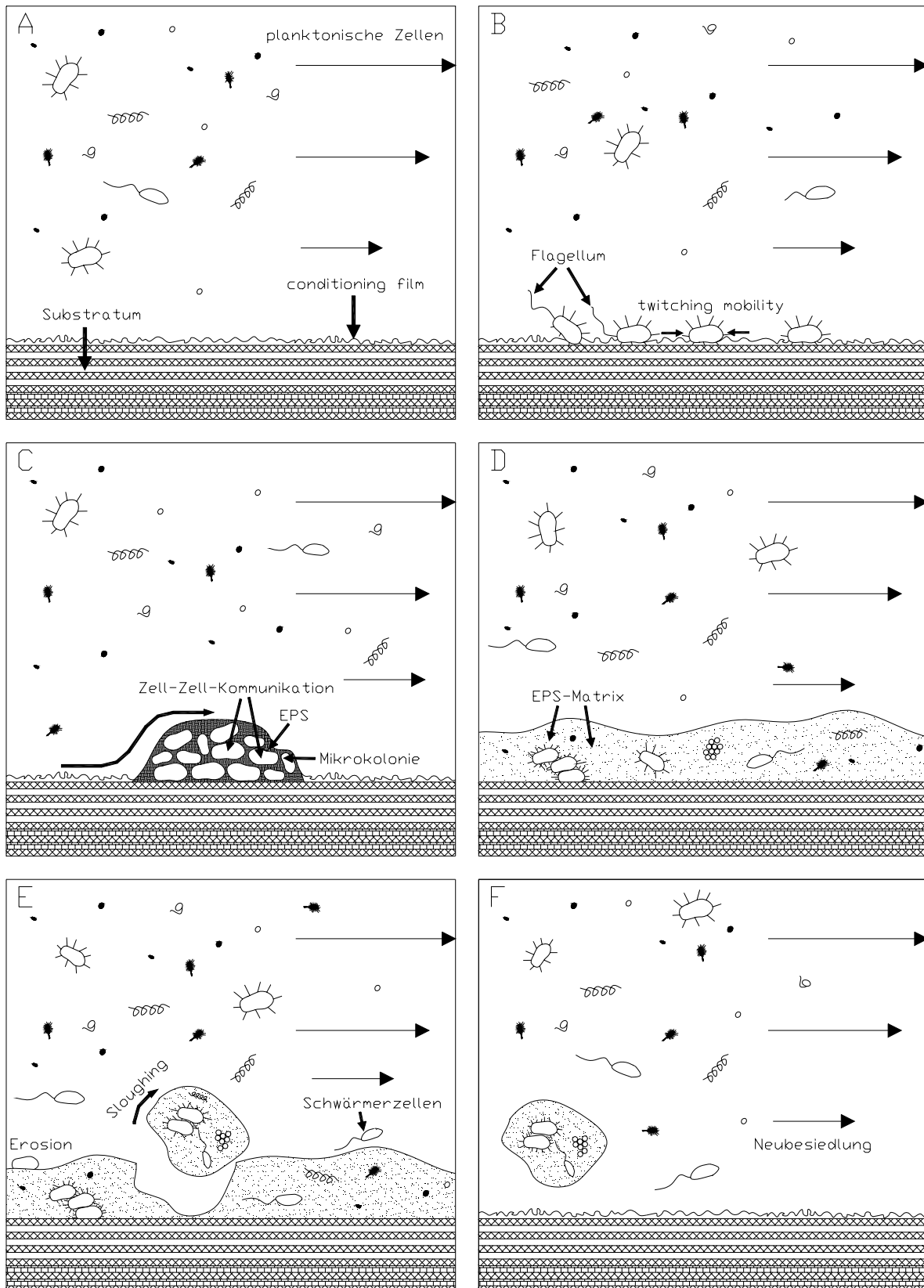


Abbildung 2.2: Entwicklung und Ausbreitung eines Biofilms in einem Wassersystem. A) „conditioning film“, **B)** reversible und irreversible Adhäsion, **C)** EPS-Produktion und Bildung von Mikrokolonien, **D)** reifer, konfluenter Biofilm, **E)** Ablösung einzelner Bestandteile durch Biofilm-Fetzen („sloughing“) oder aktive Ablösung von Einzelorganismen („Schwärmerzellen“) durch Abbau von Matrixpolymeren, **F)** weitere Ausbreitung und Neubesiedlung.

2.4 Extrazelluläre polymere Substanzen (EPS)

FLEMMING & WINGENDER (2000) definieren extrazelluläre polymere Substanzen (EPS) als charakteristische biologische Makromoleküle (Biopolymere) mikrobiellen Ursprungs, wobei deren Struktur, Zusammensetzung, biologische Aktivität und Funktion maßgeblich sind. Sie halten die Mikroorganismen in Biofilmen, Flocken und Schlämmen zusammen (Kohäsion). Mit Hilfe der EPS können Mikroorganismen also ihre unmittelbare Umgebung formen und beeinflussen. Es ist daher gerechtfertigt, die EPS-Matrix als Teil einer ökologischen Strategie zu verstehen, die Ansätze zu komplexem multizellulärem Verhalten in sich trägt. Die Bildung von EPS ist eine generelle Fähigkeit von Mikroorganismen und wurde in prokaryotische Mikroorganismen (Bakterien und Archaeen) ebenso nachgewiesen wie in eukaryotischen, z. B. Algen und Pilze, und zwar vor allem in natürlicher Umgebung.

EPS sind nach FLEMMING & WINGENDER (2000, 2002) ihrer Struktur nach amorph und stark wasserhaltig (Gel). Mikroorganismen werden von ihnen zusammengehalten. Die EPS formen und beeinflussen den Raum zwischen den Zellen und sind wesentlich Schlüsselmoleküle für Struktur, Funktion und Organisationsform von Biofilmen, Flocken und Schlämmen. Sie binden Wasser und bilden eine Matrix mit einer gewissen mechanischen Festigkeit, in der die Organismen stabile Mikrokonsortien bilden können, welche zu sequenziellen Abbauprozessen fähig sind. Nicht alle Biofilmbewohner müssen gleich viel EPS zur Schaffung der Matrix beitragen. In Mischkulturbiofilmen reicht es aus, wenn nur eine Art hinreichend EPS bildet, so dass andere Arten sich in ihr einnisten können. In dieser Matrix werden Nährstoffe und extrazelluläre Enzyme konzentriert, bewahrt und Wechselwirkungen zwischen verschiedenen EPS-Komponenten ermöglicht.

FLEMMING & WINGENDER (2002) führen die EPS bildlich als ein „Haus für die Biofilmbewohner“ vor, wobei die Polysaccharide dem Mauerwerk entsprechen, während die Proteine mit den Möbeln verglichen werden können. Es gibt intensive Wechselwirkungen zwischen Polysacchariden und Proteinen. Ein großer Teil dieser Proteine dürfte aus extrazellulären Enzymen bestehen, wenn es auch Hinweise darauf gibt, dass andere, möglicherweise strukturverstärkende Proteine, vorkommen können. Der EPS-Anteil in Biofilmen kann zwischen 50 % und 90 % des gesamten organischen Kohlenstoffs ausmachen. In Abb. 2.3 ist ein typischer Biofilmhof um die Zellen dargestellt, wobei verschiedene Komponenten der Matrix gezeigt werden.

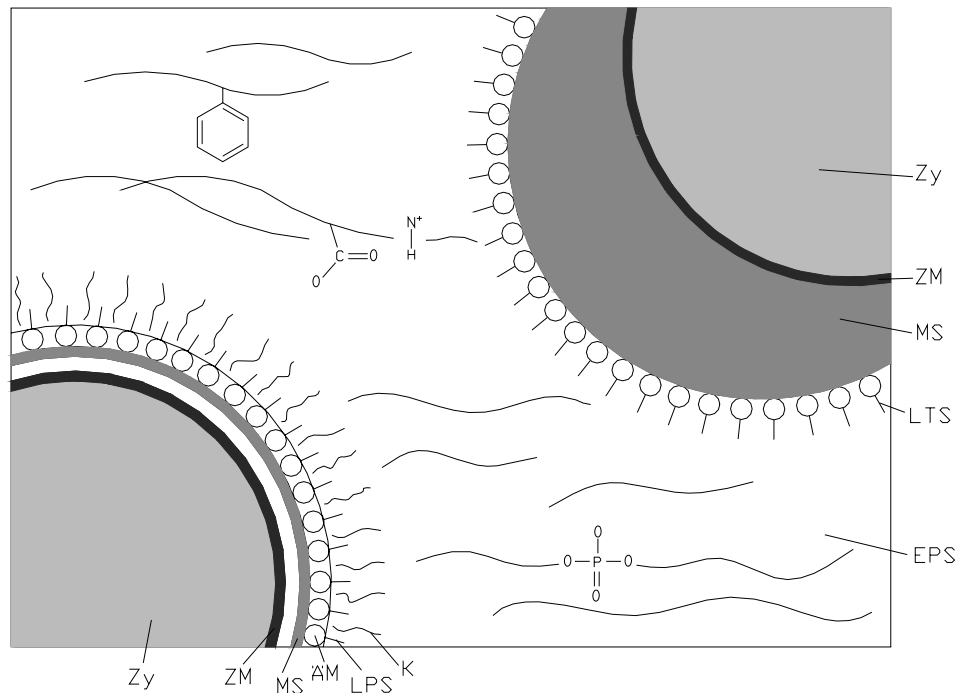


Abbildung 2.3: Verschiedene Komponenten in der Biofilm-Matrix. An der linken Seite ist eine Gram-Negative und an der rechten Seite eine Gram-Positive Zelle. Zy= Zytoplasma, ZM = Zytoplasmatische Membran; MS = Mureinschicht; ÄM = Äußere Membran; LPS = Lipopolysaccharide; K = Kapsel; LTS = Lipoteichonsäure. Mit Veränderungen nach FLEMMING (1995).

MAYER et al. (1999) fügen hinzu, dass sich diese Substanzen aus unterschiedlichen Makromolekülen zusammensetzen, nicht nur aus Polysacchariden und Proteinen, sondern auch aus Nukleinsäuren, Lipiden, Phospholipiden, Glycolipiden, Huminstoffen, Glycoproteinen, u.a., die außerhalb der Zellen liegen. Sie sagen außerdem, dass die Zusammensetzung und Menge der durch die Mikroorganismen gebildeten EPS variieren können, wobei diese Variationen stark von der Art der Mikroorganismen, Alter des Biofilms und von Umweltfaktoren abhängig sind.

Laut der Untersuchungen von ZHANG & FANG (2001) gibt es auch eine Erhöhung der EPS-Produktion in Verbindung mit dem Zellenwachstum. Jedoch erhöht sich das Verhältnis EPS/Zellmasse mit der Zeit, so dass ein reifer Biofilm hauptsächlich aus EPS besteht. In ihren Untersuchungen betrug der Anteil der EPS nach 150 Tagen ungefähr 89 % der gesamten organischen Stoffe. Die Abb. 2.4 veranschaulicht diese Ergebnisse. JAHN & NIELSEN (1998) bewiesen das Gleiche, wobei der EPS-Anteil zwischen 85 % und 89 % der gesamten organischen Stoffe variierte.

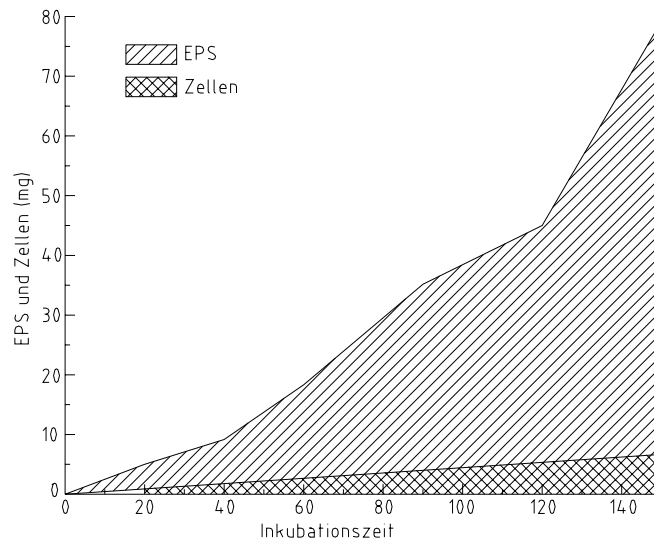


Abbildung 2.4: Zunahme der extrazellulären polymeren Substanzen und der Zellbiomasse im Biofilm während der Inkubationszeit. Modifiziert nach ZHANG & FANG (2001).

Viele Autoren gehen davon aus, dass die EPS nur oder wesentlich aus Polysacchariden bestehen, weshalb die Abkürzung EPS auch für „extrazelluläre Polysaccharide“ oder „Exopolysaccharide“ verwendet wurde. ZHANG et al. (1998) z. B. schätzen, dass die Polysaccharide mehr als 65% der gesamten extrazellulären Stoffe ausmachen. FLEMMING & WINGENDER (2002) vermuten, dass dies daran liegt, dass bei den anfänglich eingesetzten Methoden die Proteine verloren gingen. Außerdem weisen die o. g. Autoren darauf hin, dass in Reinkulturen, wie die in vielen Biofilmuntersuchungen benutzte *Pseudomonas aeruginosa*, die Polysaccharide eher dominieren als in Mischkulturen, wie sie in der Umwelt vorkommen. Sie sagen, dass Protein 50 % der EPS-Biomasse übersteigen kann und sogar die extrazelluläre DNS nicht nur aus lysierten Zellen stammen muss. Zum Beispiel wurde bei den Untersuchungen von JOHNSON et al. (1993) bei Biofilmen in Pyritminen DNS als Hauptkomponente der EPS gefunden. Die Proteine können eine wichtige Rolle für die Adhäsion von Bakterien an Oberflächen spielen.

Eingebettet in die EPS-Matrix können Biofilm-Organismen erheblich höhere Konzentrationen an toxischen Stoffen, wie z. B. Bioziden und Desinfektionsmittel, tolerieren als planktonische Zellen. Als Mechanismen für die Schutzwirkung vermuten FLEMMING & WINGENDER (2002):

- Da im Biofilm überwiegend nur diffusiver Stofftransport möglich ist, verzögert sich das Eindringen von Bioziden in tiefere Bereiche. Wenn das Biozid mit EPS-Bestandteilen

reagiert, bleiben Zonen übrig, die überhaupt nicht mit Biozid belastet werden. Bei Chlor und Wasserstoffperoxyd wurde dies bereits nachgewiesen. Im Falle von Chlor handelt es sich um Zehrung u. a. durch die chemische Reaktion mit EPS, bei Wasserstoffperoxyd spielt die Katalaseaktivität der Biofilmorganismen eine entscheidende Rolle.

- Es könnte sein, dass im Biofilm spezifische Phänotypen der Organismen auftreten, die spezielle Schutzmechanismen gegenüber oxidativem Stress aufweisen.
- Der Schutz gegenüber Antibiotika könnte darauf beruhen, dass viele Antibiotika auf Organismen wirken, die sich vermehren. In tiefen Bereichen von Biofilmen tritt häufig Nährstoffmangel auf, so dass die Zellen in einen Ruhezustand übergehen; in dem sie nicht mehr empfindlich gegenüber Antibiotika sind. Hier würde der Schutz durch die EPS indirekt geschehen, indem die Matrix eine Struktur ermöglicht, in der Bereiche mikrobieller Inaktivität begünstigt sind.

Prinzipiell sind die EPS biologisch abbaubar, aber sie scheinen, wie andere biologische Struktur-Polymere, nur langsam verstoffwechselt zu werden. Dies trifft vor allem auf Polysaccharide zu. FLEMMING & WINGENDER (2002) machen darauf aufmerksam, dass es außerdem die EPS sind, die Filtermaterialien verstopfen können, wobei sich bei körnigen Filtermaterialien (z. B. Sand, Aktivkohle etc.) so stabile Aggregate bilden, dass sie in manchen Fällen auch durch starke Rückspülung nicht mehr getrennt werden können. Mit abnehmendem Wassergehalt nimmt die Zahl der Bindungsstellen zwischen den Biopolymeren zu. So kommt es, dass eingetrocknete Biofilme praktisch nicht mehr aufgelöst werden können.

2.5 Extraktion von EPS

Laut NIELSEN & JAHN (1999) gibt es bisher keine allgemeine quantitative Methode für die Extraktion von EPS aus in Suspensionen bzw. in Aggregaten gewachsenen Mikroorganismen, und die Extraktionsprozedur muss für jeden Fall in Betracht der spezifischen Notwendigkeiten und der Begrenzungen ausgewählt werden. Die heute bekannten Methoden sind entweder physisch oder chemisch, oder eine Abwandlung davon. Aber auf jeden Fall sollte die Prozedur (1) minimale Zelllyse hervorbringen, die Kontaminationen durch Bestandteile des Zellinneren zur Folge haben könnte; (2) die Biopolymeren nicht spalten oder

in ihrer Konformation ändern und (3) alle EPS Biopolymere freigeben. Diese drei Punkte sind in Wirklichkeit schwierig zu erreichen.

Die EPS-Extraktion wird i. d. R. in folgender Reihenfolge durchgeführt: Probenahme und Homogenisierung der Proben, Probenwaschen (um gelöste EPS zu entfernen), EPS-Extraktion, Purifikation (nur in manchen Fällen) und Analyse. Um die Leistung der EPS-Extraktion zu schätzen, schlagen NIELSEN & JAHN (1999) vor, die extrahierte EPS-Menge mit den organischen Stoffen einer bestimmten Probe zu vergleichen. Die Schätzung sagt nichts über die gesamte EPS-Menge, sondern wie viel EPS eine ausgewählte Methode von den organischen Stoffen extrahieren kann. Die EPS-Fracht kann zwischen 10% und 90% der gesamten organischen Stoffe variieren, aber anhand der bisher bekannten Methoden können nur 3% bis 68% der EPS aus den gesamten organischen Stoffen extrahiert werden.

Es gibt verschiedene Zusammenstellungen der zur Extraktion von EPS angewendeten Methoden, und viele Autoren haben aktuelle Verfahren vorgestellt und miteinander verglichen oder kombiniert.

Einige Autoren wie SPÄTH (1998), AZEREDO et al. (1999), NIELSEN & JAHN (1999) und FRØLUND et al. (1996) haben nachgewiesen, dass die Ionenaustauschmethode mit DOWEX 50x8 den höchsten Gehalt an Biopolymeren bei der geringsten Lyserate zu extrahieren vermag. Die Methode basiert auf dem Entzug der Brücken bildenden Kationen, wie Calcium Ca^{2+} oder Magnesium Mg^{2+} , durch den Ionenaustauscher DOWEX und führen zur Destabilisierung der mikrobiellen Flocke. Dabei werden die Exopolymere freigesetzt und können durch Zentrifugation von den Zellen abgetrennt werden.

3 ZIEL DER ARBEIT

Das Ziel dieser Arbeit ist die Untersuchung des Einflusses extrazellulärer polymerer Substanzen (EPS) auf die Durchlässigkeit der vertikal durchströmten Pflanzenkläranlagen (VPKA), besonders im Hinblick auf die Zusammenhänge bei der Kolmation. Hierzu sollen Methoden entwickelt werden, die die Visualisierung bzw. Quantifizierung der EPS in Bodenproben ermöglichen.

Für die mikroskopische Untersuchung der EPS-Matrix im Boden sollen vier Methoden getestet werden: nativer Zustand, Färbung mit Alcian-Blau, mit Ruthenium-Rot und mit Chinatusche. Die Idealmethode soll eine einfache Beobachtung der EPS mit geringer Störung durch andere Bestandteile des Biofilms, wie z. B. mikrobielle Zellen und mineralische bzw. pflanzliche Partikel ermöglichen. Die mikroskopische Untersuchung soll im Sinne der hier gestellten Frage einschlägige Ergebnisse über eventuelle Veränderungen der beobachteten EPS-Menge während der Betriebszeit erbringen.

Eine Möglichkeit, die EPS quantitativ zu bestimmen, basiert auf dem Prinzip der Extraktion der EPS von der Biofilmmatrix, um die einfachen Bestandteile des Polymers freizusetzen. Im Rahmen dieser Arbeit werden vier Extraktionsmethoden getestet: Natriumhydroxid (NaOH), Ethylenglykoltetraessigsäure (EGTA), Formaldehyd-NaOH und Ionenaustauscher.

Nach der Extraktion erfolgt die indirekte Quantifizierung der EPS über die im EPS-Extrakt enthaltenen Bestandteile wie Proteine, Kohlenhydrate, DNS und Huminstoffe. Dazu werden auch Methoden entwickelt, die die weitestgehend mögliche störungsfreie Bestimmung dieser Bestandteile erlauben.

Weiterhin wird in dieser Arbeit die Vermutung, das Kolmationsphänomen sei hauptsächlich eine mikrobielle oberflächige Erscheinung, untersucht. Dazu werden verschiedene Höhen in der VPKA erforscht. Außerdem wird auch der Sand in Säulen, in die Regenwasser eingeleitet wird, auf Kolmationserscheinungen untersucht: Welche Zusammenhänge gibt es zwischen Biofilm (EPS) und abfiltrierbaren Stoffen.

4 MATERIAL UND METHODEN

Das hier beschriebene Untersuchungsprogramm wurde in den Pflanzenkläranlagen Merzdorf und Ließen (Bundesland Brandenburg, Landkreis Teltow-Fläming) durchgeführt. Die Anlagen wurden als zweistufig (vertikal und horizontal) durchflossene Bodenfilter für den Anschluss von 300 (Merzdorf) bzw. 150 (Ließen) Einwohnergleichwerten geplant und gebaut. Im Laufe der Untersuchung waren 218 (Merzdorf) bzw. 98 (Ließen) Einwohner an die Kläranlagen angeschlossen. Beide Anlagen wurden Ende 1993 in Betrieb genommen und gingen 1997 in den Normalbetrieb über. Es wird ausschließlich kommunales Abwasser gereinigt. Regenwasser wird über die Trennkanalisation gesondert abgeleitet. Die Vorklärung erfolgt zunächst je über einen Feinrechen. In Merzdorf werden die absetzbaren Stoffe aus Rohabwasser mit einem Emscherbrunnen eliminiert, in Ließen in einem Absetzteich.

In beiden Anlagen besteht der Boden hauptsächlich aus grobem Sand. Bei den in allen Beeten überwiegend eingesetzten Makrophyten handelt es sich um Schilf (*Phragmites australis*). Alle Schilfbeete werden intermittierend beschickt, um die notwendige Sauerstoffzufuhr für die Nitrifikation sicherzustellen. Intermittierende Beschickung bedeutet, dass Abwasser stoßweise und in regelmäßigen Zeitabständen von mehreren Stunden in die Einheiten eingeleitet wird.

Die Pflanzenkläranlage Merzdorf setzt sich aus zehn Beeten mit Vertikalströmung und einer Schichthöhe von 1,0 m je Beet zusammen. Zwei dieser Vertikaleinheiten (Beet 3 und Beet 4) wurden in das Untersuchungsprogramm aufgenommen. Der Sand hat eine Körnung von 0/2 mm und einen d_{10} -Wert von 0,21 mm, einen Ungleichförmigkeitsgrad U von 4, eine hydraulische Leitfähigkeit k_f von $1 - 4 \times 10^{-4}$ m/s und eine Kationenaustauschkapazität von 3,1 bis 4,2 mval pro 100 g Boden. Die Abb. A.1 des Anhangs A stellt die Körnungslinie vom Sand, der in Merzdorf verwendet wird, dar.

Auch die Anlage Ließen besteht aus zehn Vertikalbeeten mit je 1,0 m Schichthöhe. Hier wurden ebenfalls zwei Vertikalbeete (V1 und V2) untersucht. Die Körnung d_{10} des Sandes beträgt 0,11 mm, der Ungleichförmigkeitsgrad U beträgt 4,5, die hydraulische Leitfähigkeit k_f $1,2 \times 10^{-4}$ m/s und die Kationenaustauschkapazität 1,0 bis 1,1 mval pro 100 g Boden. Die Körnungslinie des Sandes von Ließen ist in Abb. A.2 des Anhangs A zu sehen.

Die ATV (1998) empfiehlt für den vertikal durchströmten Bodenkörper: 1) dass er aus sandig-kiesigem Material besteht, 2) dass die Schichtdicke mindestens 80 cm messen muss, 3)

dass sein Durchlässigkeitsbeiwert k_f im Bereich 10^{-4} bis 10^{-3} m/s liegt, 4) dass der Ungleichförmigkeitsgrad ≤ 5 sein sollte und 5) die „wirksame Korngröße“ $d_{10} \geq 0,2$ mm sein sollte. Die beiden Anlagen Merzdorf und Ließen entsprechen diesen Bedingungen. Außerdem wurden die Pflanzen im Herbst 2002 geschnitten und während der Frostperiode zur Wärmedämmung auf der Beetoberfläche belassen, wie es die ATV (1998) als zweckmäßig darstellt.

In beiden Anlagen wird das Abwasser anschließend in fünf Horizontalbeeten (Merzdorf) bzw. vier Horizontalbeeten weiter behandelt. In Abb. 4.1 und 4.2 sind die Skizzen der PKA Merzdorf bzw. Ließen dargestellt.

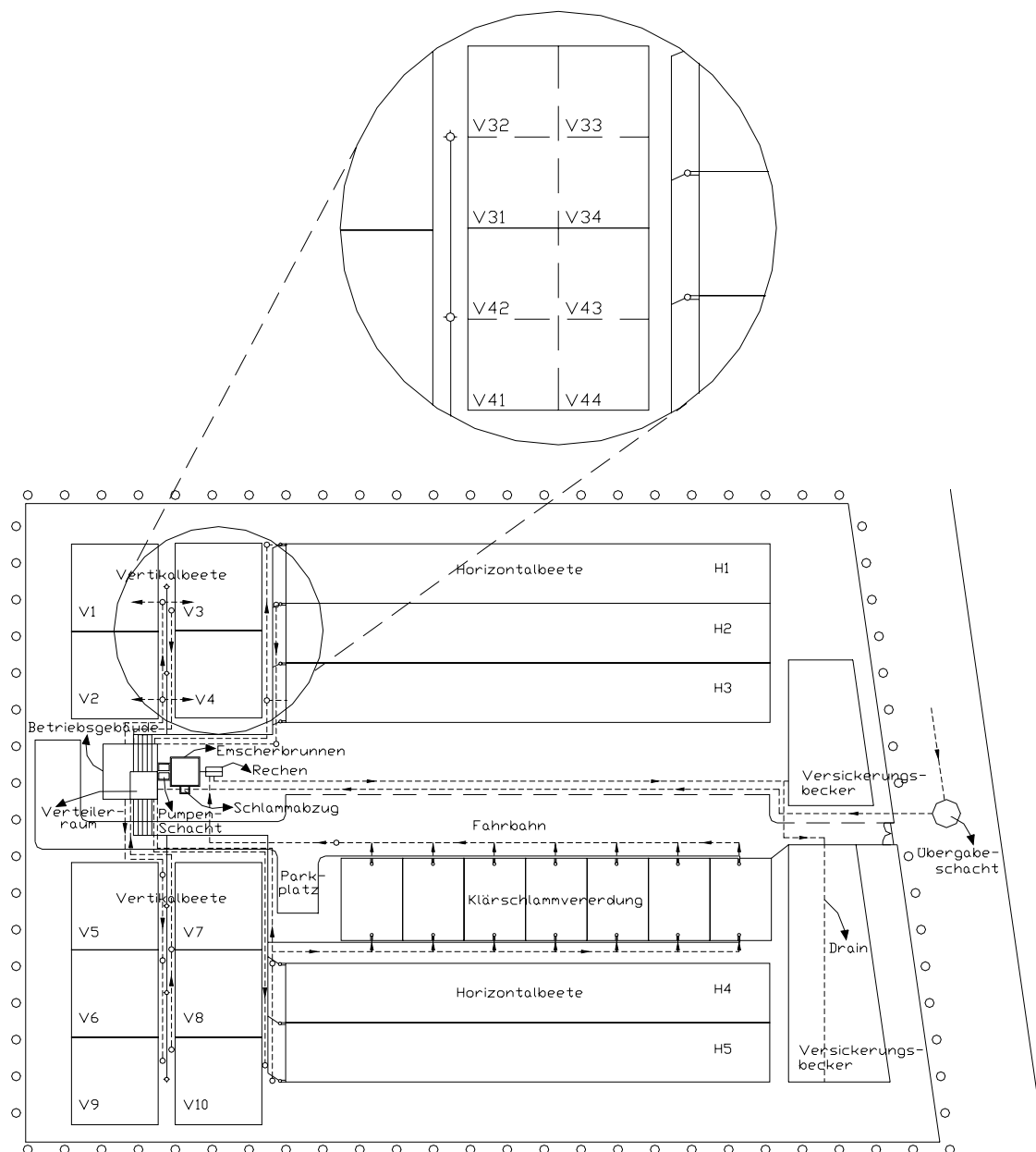


Abbildung 4.1: Skizze der Pflanzenkläranlage Merzdorf.

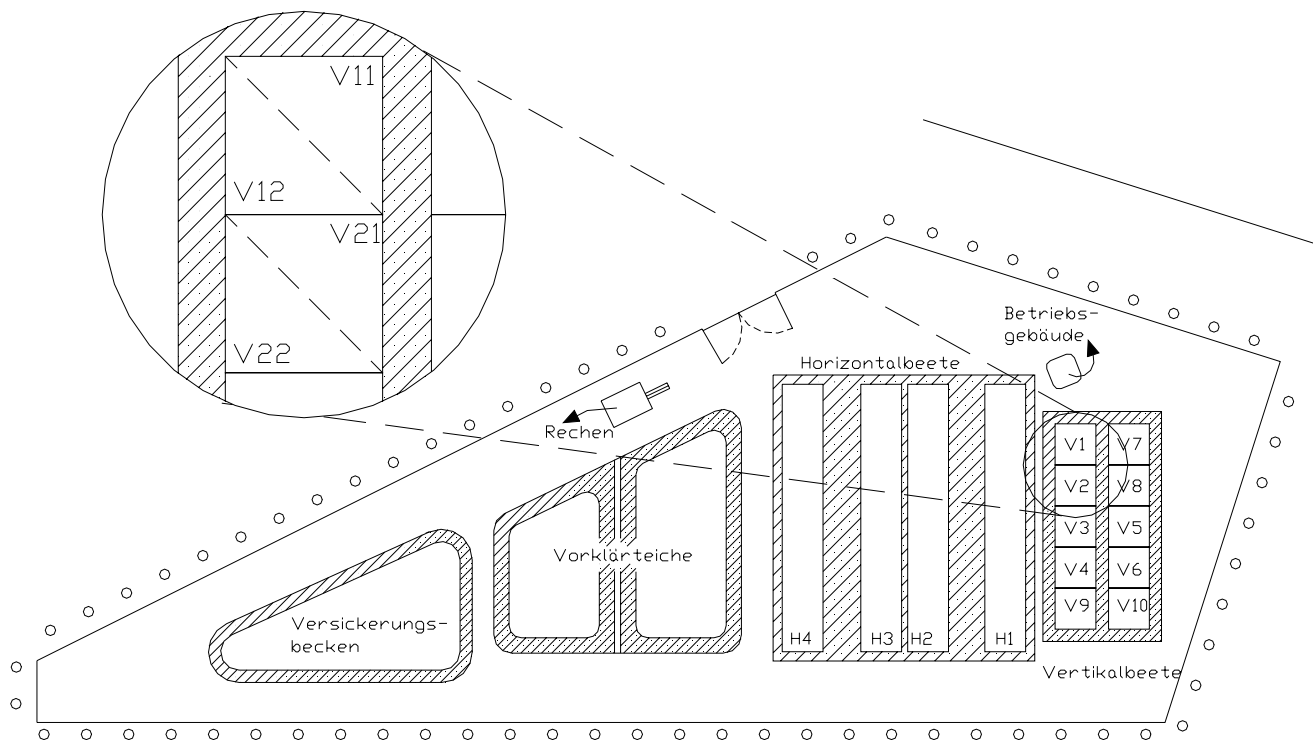


Abbildung 4.2: Skizze der Pflanzenkläranlage Ließen.

Die untersuchten Beete in Merzdorf wurden in vier Quadranten eingeteilt und im Uhrzeigersinn nummeriert (Abb. 4.1). Jede Proben-Entnahmestelle wurde mit einer Holzstange markiert. Da es sich in Ließen um eine geringere Beetfläche handelte (25 m^2 gegenüber 64 m^2 in Merzdorf), wurden die Beete nur in zwei Quadranten eingeteilt (Abb. 4.2).

Im gesamten Betrieb der VPKA Ließen traten viele technische Probleme auf, insbesondere in Zusammenhang mit der Funktionsfähigkeit des Ablaufschachts. Trotz ständiger Beschwerde bei dem Zweckverband WABAU, die für die Anlage verantwortlich ist, war der Ablaufschacht oft überstaut, und das machte die Untersuchung und folglich die Ermittlung der Leistung unmöglich. Außerdem wurde im gesamten Untersuchungszeitraum beobachtet, dass die Nivellierung der Beschickung auf der Beetfläche sehr ungleichmäßig war. Daraus folgte, dass die Beete nur teilweise kolmatiert waren. So konnte die Entwicklung der Kolmationsschicht nicht genau beobachtet werden und es war schwierig, die Effizienz eines gesamten Beetes zu beurteilen. Deshalb wurde die Anlage Ließen in einer zweiten Phase der Forschung (seit September 2002) nicht mehr einbezogen.

Im Rahmen der Forschung wurden des weiteren im Berliner Kultur- und Ökologiezentrum UFA-Fabrik Säulen mit Sand der Körnung 0/2 mm gefüllt, in die

Regenwasser eingeleitet wurde. Die Säulen haben eine Oberfläche von ca. $0,25 \text{ m}^2$. Am Säulenboden ist ein Dränrohr in einer Kiesschicht mit Blähschiefer der Körnung 1/3 verlegt. Die darüberliegende Sandschicht ist etwa 65 cm mächtig. Die Beschickung der Säulen wurde über eine SPS (Fa. Siemens) gesteuert, die eine separate Zulaufpumpe sowie das jeweils einer Säule zugeordnete Magnetventil schaltete. Die Ablaufmengen wurden per Kippwaage erfasst. Die Abb. 4.3 stellt die Skizze der Anlage in der UFA-Fabrik sowie den Anschluss der Säulen dar. In der Abb. 4.4 ist eine Fotografie der Versuchssäulenanlage zu sehen. Um den Funktionsablauf der Säulen nicht zu stören, konnten nur wenige Bodenproben in unregelmäßigen Abständen entnommen werden.

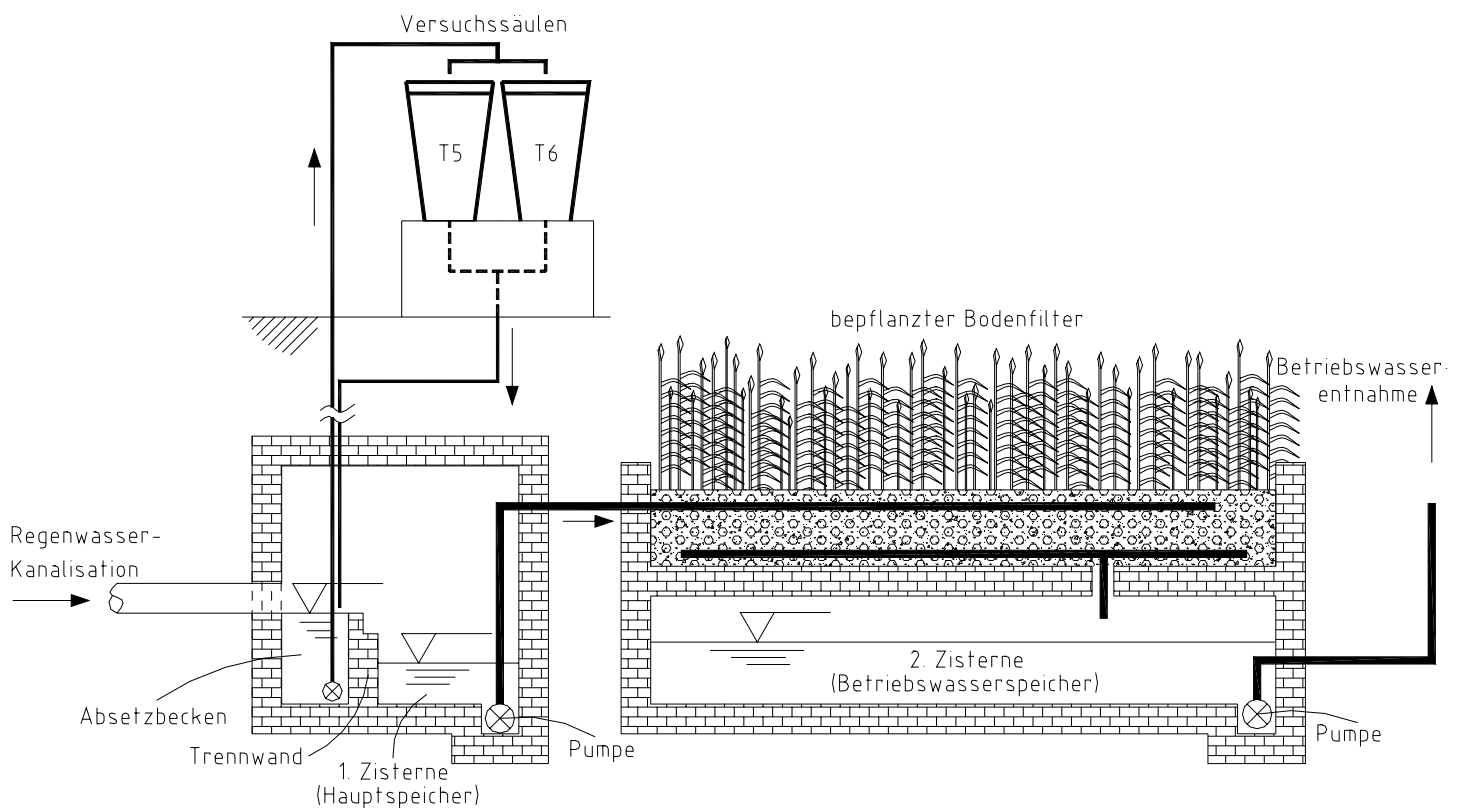


Abbildung 4.3: Schema der Regenwassernutzungsanlage der UFA-Fabrik in Berlin, mit Versuchssäulen.



Abbildung 4.4: Versuchssäulen zur Regenwassernutzung in der UFA-Fabrik. Auf der linken Seite befindet sich Tonne 5 (T 5) und auf der rechten T 6.

4.1 Analysemethoden zur Charakterisierung des Abwassers

Die Bestimmung der konventionellen Abwasserparameter liefert Informationen über die Funktionsfähigkeit der Vertikalfilter in den unterschiedlichen Betriebsphasen. Während einige Parameter vor Ort analysiert wurden (pH-Wert, elektrische Leitfähigkeit, O₂-Gehalt und Redoxpotential), wurden weitere Auswertungen in den Laboren der Fachgebiete Siedlungswasserwirtschaft und Wasserreinhaltung des Instituts für Technischen Umweltschutz an der Technischen Universität Berlin durchgeführt. Die Proben für die Laboranalyse wurden auf pH 2 angesäuert und bis zur Untersuchung in einer Kühlbox gekühlt aufbewahrt.

Die Abwasserproben des Beetezulaufs in Merzdorf wurden direkt aus dem Emscherbrunnen (nach der Vorklärung) und in Ließen aus dem Vorklärteich mittels eines Probenehmers als Stichprobe entnommen.

Die Methodologie im Labor, die für die Ermittlung des Qualitätsstandards verwendet wurde, stimmte mit den Normen der *Standard Methods for the Wastewater Examination*

(1995) und denen des Deutschen Instituts für Normung e. V (DIN) überein. Die dabei verwendeten Chemikalien waren mit dem Qualitätssiegel „zur Analyse (z. A)“ gekennzeichnet.

4.1.1 Bestimmung des chemischen Sauerstoffbedarfs

Der chemische Sauerstoffbedarf (CSB) wurde mittels Küvettentest der Firma Dr. Lange bei möglichst geringverdünnten Proben bestimmt. Oxidierbare Stoffe reagieren mit schwefelsaurem Kaliumdichromat in Gegenwart von Silbersulfat als Katalysator. Chlorid wird mit Quecksilbersulfat maskiert. 2 ml Zulaufvolumen wurden im Reagenzglas mit der Reaktionslösung einpipettiert und im Thermostat zwei Stunden auf 148 °C erhitzt. Nach Abkühlen auf Raumtemperatur wurde die Grünfärbung des Cr^{3+} in der Lösung im Messbereich von 150 bis 1000 mg O_2/l spektralphotometrisch bei 605 nm ausgewertet. Bei den Abläufen wurde wegen der geringeren erwarteten Konzentrationen (Messbereich 5 bis 60 mg/l) ein zweiter Küvettentest gemacht, wobei die Abnahme der Gelbfärbung des Cr^{6+} bei 340 nm gemessen wurde. Alle Angaben erfolgten in mg O_2/l .

4.1.2 Bestimmung des totalen und gelösten organischen Kohlenstoffs

Die Bestimmung des totalen (TOC) und gelösten (DOC) organischen Kohlenstoffs erfolgt nach DIN 38409 DEV H3. Nach Ausstrippen des organischen Kohlenstoffs durch Ansäuern mit 0,5% HNO_3 wurde dieser mit Sauerstoff bei 1020 °C an Nickeloxid oxidiert. Das entstandene CO_2 wurde quantitativ an Kupfer bei 420 °C mit Wasserstoff zu Methan reduziert. Die Detektion erfolgte mittels Flammenionisation (FID). Die Ergebnisse sind in mg/l dargestellt.

4.1.3 Abfiltrierbare Stoffe (AFS), AFS-Split

Besonderes Augenmerk bei der Suche nach den Kolmationsursachen liegt neben den mikrobiologischen Untersuchungen auf der Bestimmung der abfiltrierbaren Stoffe im kommunalen Abwasser, da davon auszugehen ist, dass hier auch ein rein mechanischer Filtrationseffekt stattfindet. Interessant hierbei ist die Aufsplittung von organischen und

anorganischen abfiltrierbaren Stoffen. Der organische Anteil ist mit der Zeit von Mikroorganismen umsetzbar, während der anorganische Anteil dauerhaft im Filterkörper verbleibt.

Die Bestimmung der abfiltrierbaren Stoffe wurde nach DIN 38409, Teil 2 (1987) gemacht. Die Untersuchungen wurden durchgeführt, um Aufschluss über den Gehalt eines Wassers an ungelösten Stoffen zu erhalten. Der Glührückstand erlaubt eine Aussage über den in der Trockenmasse der abfiltrierten Stoffe enthaltenen Teil der bei der Glühtemperatur nicht flüchtigen Stoffe. Die Verfahren sind auf alle Arten Wasser anwendbar.

Der vorher mit 100 ml Wasser gewaschene, getrocknete und gewogene Papierfilter wurde in das Filtriergerät eingelegt und angefeuchtet. Ein abgemessenes Volumen der gut geschüttelten Probe wurde durchfiltriert. Anschließend wurde der Papierfilter in ein Wägegglas gegeben und eine Nacht in Wärmeschrank bei 105 °C gelassen, mit geöffnetem Verschluss. Nach Abkühlung im Exsikkator wurde der Papierfilter gewogen und die Trockenmasse bestimmt. Um die eingeleitete organische Belastung zu bestimmen, wurde auch der AFS-Split (Glühverlust) in der Zulaufprobe ermittelt: Der getrocknete Papierfilter wurde 2 Stunden lang bei 550 °C in einem Becher zum Glühen gebracht und gewogen.

Die Ergebnisse wurden auf das Volumen der Wasserprobe, in der sie bestimmt wurden, bezogen und in mg/l angegeben.

4.1.4 Bestimmung von Ammonium-Stickstoff (NH_4^+ -N)

Der Ammonium-Stickstoff wurde nach DIN EN ISO 11732 (1997) bestimmt. Die ammoniumhaltige Probe wird mit einem Injektionsventil in einen kontinuierlich fließenden Trägerlösungsstrom (destilliertes Wasser) eingespeist und mit einer ebenfalls kontinuierlich fließenden alkalischen Lösung vermischt. Das sich dabei bildende Ammoniak wird in einer Diffusionszelle aus der Lösung über eine hydrophobe, semipermeable Membran 0,45 µm abgetrennt und von einem fließenden Akzeptorstrom, der einen pH-Indikator enthält, aufgenommen. Aufgrund der pH-Wert-Verschiebung tritt eine Farbänderung der Indikatorlösung auf, die photometrisch im Durchfluss gemessen wird. Die Angabe erfolgt in mg/l.

4.2 Hydraulik

Mittels des Prinzips der TDR-Sonden (time-domain reflectometry) wurde der Wassergehalt in Prozent in Tiefen von 10 cm, 30 cm und 50 cm an vier Messpunkten des Beetes 4 bestimmt, in der Betriebszeit, wie auch in der Ruhephase. Bei der TDR wird die Dielektizitätskonstante des Wassers genutzt und die Ausbreitungsgeschwindigkeit elektromagnetischer Wellen im Medium Boden gemessen. Die Sonden waren fest in den Beeten der Anlage Merzdorf installiert. Die Messung erfolgte dann mit einer tragbaren Auswerteeinheit, die den Wassergehalt in Vol.-% ($\text{cm}^3/100 \text{ cm}^3$) angibt.

Es wurde auch die Ablaufmenge beider Beete durch Probenehmer, Stoppuhr und Messzylinder gemessen. Die Werte werden in l/s als auch in $\text{m}^3/\text{m}^2\cdot\text{d}$ dargestellt.

4.3 Analyse der Bodenproben

Für die Probeentnahme wurde ein kleiner Pürckhauer-Bohrstock ($\varnothing = 4,5 \text{ cm}$, $L = 25 \text{ cm}$) ca. 10 cm in den Boden gesteckt und mit der Probe herausgezogen. Für Proben, die aus größerer Tiefe entnommen werden sollten (30 oder 50 cm), wurde ein metallischer Pürckhauer ($\varnothing = 3 \text{ cm}$, $L = 120 \text{ cm}$) benutzt und bis zu ca. 70 cm in den Boden eingestochen. Nachdem er um seine Längsachse gedreht wurde, wurde der Pürckhauer vorsichtig herausgezogen. Mit Hilfe eines Spatels wurden die Proben in Plastikflaschen gegeben und in einer Kühltasche aufbewahrt, so dass größere Bewegungen oder Temperaturschwankungen vermieden werden konnten. Die Analysen wurden spätestens nach zwei Tagen begonnen, so dass keine große Veränderung in der EPS-Zusammensetzung auftreten konnte. Die Proben wurden nicht tief gefroren, aber im Kühlschrank bei ca. 4°C aufbewahrt.

Für die Analyse der EPS in den Bodenproben wurden qualitative und quantitative Verfahren entwickelt.

4.3.1 Analyse des Trockengehaltes und Glühverlustes

Trockengehalt und Glühverlust wurden nach der *Standard Methods* (1995) bestimmt. Circa 10 g des homogenisierten Bodens wurden in vorgewogene Porzellanbecher gegeben und wieder abgewogen. Nach einer Nacht bei 105°C im Trockenschrank wurden die

Porzellanbecher im Exsikkator 30 Minuten abgekühlt und wieder gewogen, um das Trockengewicht zu bestimmen. Darauf erfolgte das Glühen bei 550 °C für 2 Stunden. Nach der Abkühlung wurden die Becher wieder gewogen und die Glühverluste berechnet.

4.3.2 Analyse der Abschlämbaren Stoffe (ASS)

Mit der Bestimmung der Abschlämbaren Stoffe (ASS) konnte der Verlauf der Anreicherung von im Boden abfiltrierten Partikeln verfolgt werden. Es wurde 10 bis 20 g der feuchten, homogenisierten Probe mit etwa 10 ml destilliertem Wasser in einem 50 ml Becherglas aufgeschlämmt und im Ultraschallbad behandelt.

Die suspendierten ASS wurden dann durch Dekantieren vom Sandrückstand getrennt. Der Sandrückstand wurde solange mit destilliertem Wasser (Überstand 1 bis 2 cm) mehrmalig aufgeschlämmt und dekantiert, bis der Überstand beim Aufschlämmen klar blieb und der Sand keine sichtbaren Pflanzenteile mehr enthielt. Der abgegossene, gesiebte Überstand mit den Abschlämbaren Stoffen wurde gesammelt, und durch anschließendes Trocknen der Waschlösung wurde das Trockengewicht der ASS bestimmt. Zuletzt konnte der organische Anteil vom Sandrückstand durch Glühverlust bestimmt werden.

Die Bestimmung der ASS entspricht prinzipiell einer einfachen Korngrößentrennung. Da die ASS je nach Zusammensetzung unterschiedliche Dichten aufweisen und die Sedimentationsbedingungen nicht exakt definiert sind, ist die Aussage über eine exakte Größenverteilung, Art und Struktur, mit der die ASS im Boden vorliegen, nicht möglich. Die Angaben erfolgen in mg/g Boden für Trockengewicht und in % für GV.

4.4 Auswahl und Durchführung der Qualitativen Methode zur Analyse der EPS im Boden

Es ist gelungen, durch die Modifizierung der Methoden der EPS-Bestimmung Mikroorganismen, EPS und Bodenpartikel qualitativ darzustellen.

Die Bodenproben wurden durch Phasenkontrast-Mikroskopie (Mikroskop von Fa. Zeiss) bei 400-facher bzw. 1000-facher Vergrößerung analysiert. Für die Aufnahme der mikroskopischen Bilder wurde eine ans Mikroskop gekoppelte Digitalkamera Modell MC-1307/S (Fa. AVT-HORN) benutzt. Die Bilder wurden mit Hilfe des Programms KS-100

Version 3.0 (Fa. Zeiss) in den Rechner übertragen. Die Dateien wurden dann durch das Programm PhotoImpact Version 4.2 komprimiert und als JPG-Datei gespeichert. Neben der Untersuchung der Proben in nativem Zustand wurde auch eine Methode modifiziert, durch die die EPS visualisiert werden konnte.

Prinzipielles Ziel der qualitativen Methode war die Darstellung der EPS durch selektive Anfärbung bei möglichst geringer physikalischer und chemischer Veränderung der EPS des Präparats. Verschiedene Versuchsreihen haben gezeigt, dass dies nur bedingt mit bisherigem Methodenwissen erreichbar ist. Es wurden vier verschiedene, einfache Methoden auf ihre Eignung zur EPS- Visualisierung überprüft: nativer Zustand, Färbung mit Alcian-Blau (nach ASM, 1981 und BÖCK, 1989, modifiziert), Ruthenium-Rot (nach FIGUEROA & SILVERSTEIN, 1989, modifiziert) bzw. Chinatusche (nach KUNST et al., 2000, modifiziert).

Auf diesem Erkenntnisstand aufbauend erfolgte nun die Entwicklung bzw. Anpassung eines Verfahrens. Das Ziel war zum einen, die mikroskopische Charakterisierung der im Kommunalabwasser vorkommenden mikrobiologischen Aggregate (Menge, Größe, Form, Art der Mikroorganismen, Bildung von EPS, etc.) zu analysieren und zum anderen die Ermittlung und Darstellung der EPS, die einen großen Einfluss auf das Entstehen der Kolmationsschicht hat. Die Abb. 4.5 zeigt im Schema den Verfahrensablauf.

Obwohl bei der Darstellung im nativen Zustand die Mikroorganismen und andere Bestandteile (z. B. mineralische Partikel, Pflanzenteile) der Proben gut sichtbar waren, war die Darstellung der EPS durch dieses Verfahren nicht möglich.

Durch das Alcian-Blau-Verfahren wurde nicht nur die EPS-Matrix, sondern auch Zellen sowie einige organische und anorganische Strukturen blau gefärbt. Somit ist die EPS mit diesem Verfahren nicht darstellbar. Weitere Probleme waren die langwierige Ermittlung der richtigen Konzentration und Wirkungszeit der Gegenfärbung, die für jede Probe ermittelt werden musste sowie die Entstehung von Kristallen der Alcian-Blau-Lösung, die auch durch Filtration durch ein 0,1-µm-Filternetz nicht zu entfernen waren. Insgesamt ist dieses Verfahren für die hier verfolgte Fragestellung als ungeeignet zu bewerten. In Abb. 4.6 wird ein Beispiel gezeigt, wie eine Biofilmstruktur durch Alcian-Blau-Färbung visualisiert werden kann.

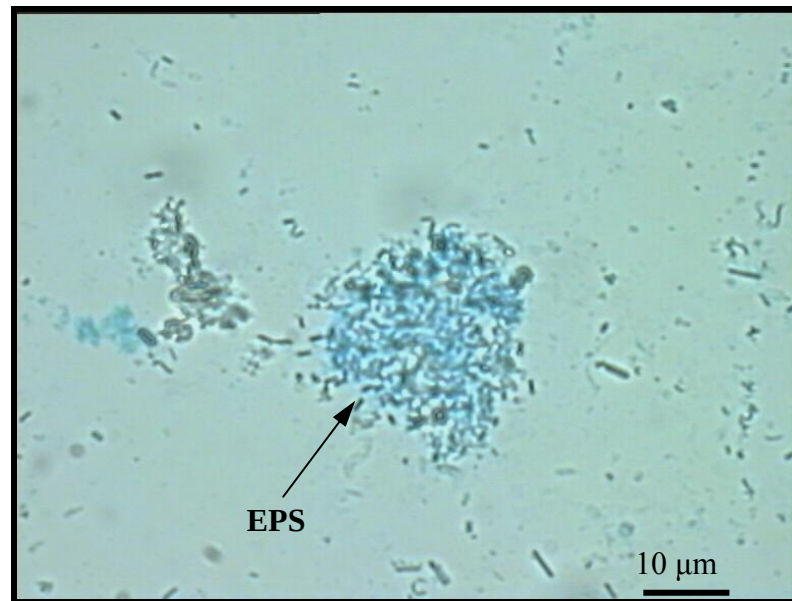


Abbildung 4.6: Mikroskopische Visualisierung mit Phasen-Kontrast. Färbung mit Alcian-Blau Lösung (1:10/ 1 min.), Gegenfärbung durch Safraninlösung (1:10 / sofort). Oberste Bodenschicht des Beetes 4 der PKA Merzdorf vom 9.2.2001.

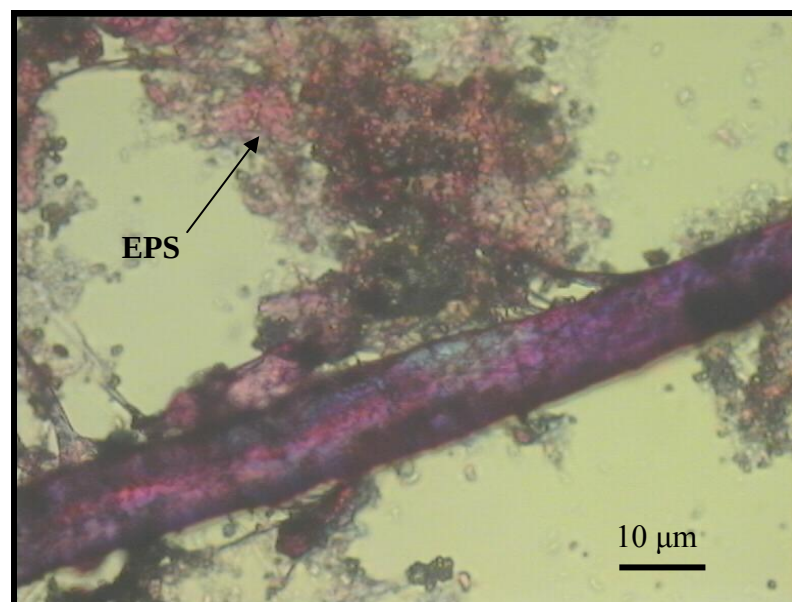


Abbildung 4.7: Mikroskopische Visualisierung mit Phasen-Kontrast. Färbung mit Ruthenium-Rot Lösung (1:10 / 3 min.), Oberste Bodenschicht des Beetes 4 der PKA Merzdorf vom 1.2.2001.

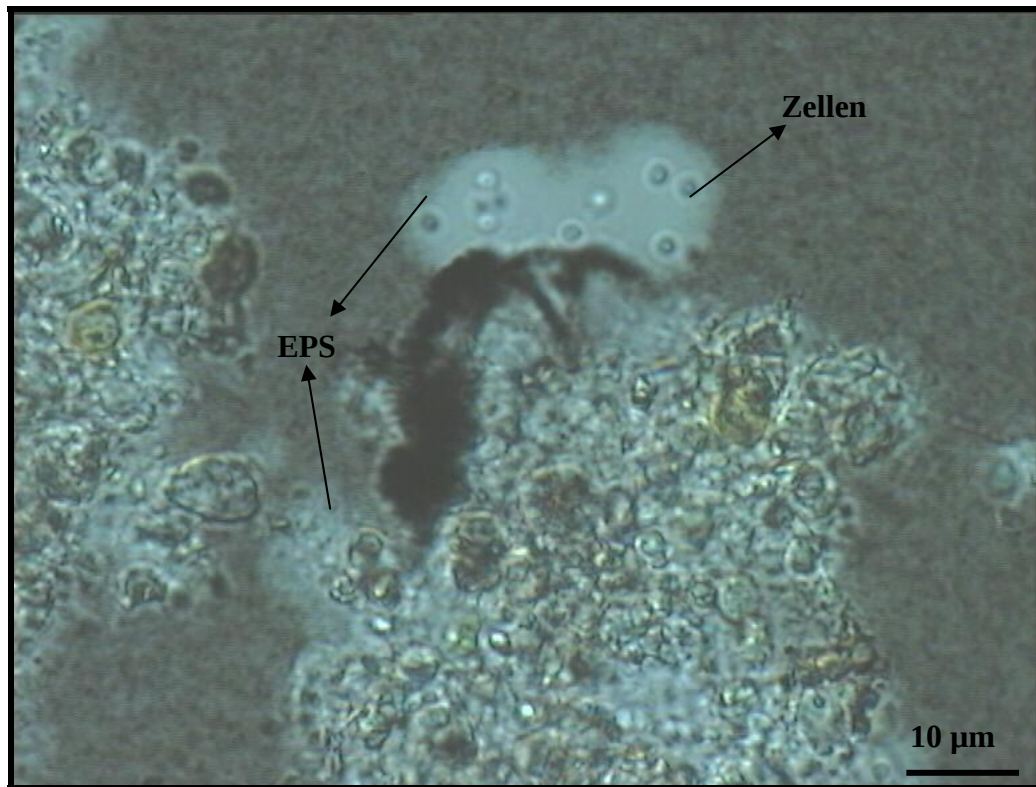


Abbildung 4.8: Mikroskopische Visualisierung mit Phasen-Kontrast und Verwendung von Tusche. Oberste Bodenschicht des Beetes 4 der PKA Merzdorf vom 18.06.2001.

4.5 Auswahl der Quantitativen Methode zur Analyse der EPS im Boden

Für die Fragenstellung dieser Arbeit wurden die folgende EPS Extraktionsmethode getestet: 1) Natriumhydroxid (NaOH), 2) Ethylenglykoltetraessigsäure (EGTA), 3) Formaldehyd-NaOH, und 4) Ionenaustauscher DOWEX. Das Hauptziel bei der Auswahl der Extraktionsprozedur war die Entwicklung einer Methode, mit der die größtmögliche Menge EPS extrahiert werden kann und das bei nur minimalem Zellenbruch und Veränderung der Biopolymere. Diese Problematik wurde bereits in Kapitel 2.5 diskutiert.

Die NaOH-Methode basiert auf der Lyse der Kationenbrücke innerhalb der EPS-Matrix und wurde modifiziert, wie von BROWN & LESTER (1980) vorgeschlagen, durchgeführt. 1g Bodenproben wurde jeweils 1, 2, 3 und 4 ml NaOH (2 % v/v) zugesetzt. Nach zwei Stunden Zentrifugation bei 100 RPM und 4 °C, wurden 2 ml des Überstands zur Analyse der EPS-Bestandteile entnommen.

Ähnlich wie die NaOH-Methode beruht die EGTA-Methode auf der Freisetzung der Exopolymeren durch Destabilisierung der mikrobiellen Flocke und wurde hier mit

Veränderungen nach ZHANG et al. (1999) und BROWN & LESTER (1980) angewandt. Zu den entnommenen 1g Bodenproben wurde je 0,5, 1, 2,5 und 5 ml EGTA 2% zugegeben. Nach drei Stunden Zentrifugation bei 100 RPM und 4 °C wurden 2 ml des Überstandes analysiert.

Die Methode Formaldehyd-NaOH wurde von LIU & FANG (2002) dargestellt. Laut den Autoren reagiert das Formaldehyd mit den negativ geladenen, funktionellen Gruppen von Proteinen und Nukleinsäuren der Zellemembran und verhindern so eine Zellenlyse. Nach der Erhöhung des pH-Werts durch Eingabe von Natriumhydroxid (NaOH) stoßen sich die negativ geladenen EPS gegenseitig ab, wobei die Löslichkeit der EPS erhöht und mehr EPS extrahiert werden kann. Zu je 1g Bodenprobe wurde 5, 10, 15 und 20 µl Formaldehyd zugegeben. Nach einer Stunde Zentrifugation bei 100 RPM und 4 °C, wurden den Proben 4 ml NaOH (0,2 mol/l) beigelegt. Nach erneuter Zentrifugation von dreistündiger Dauer bei 200 RPM und 4 °C, wurden 2 ml des Überstandes zur Analyse verwendet.

Die Extraktion mit dem Ionenaustauscher DOWEX 50x8 (Na⁺-Form) wurde mit Veränderungen nach FRØLUND et al. (1996) verwirklicht. Es wurden 65, 75, 85 und 95 g Ionenaustauscher hinzugefügt pro g organische Trockensubstanz (oTS) in den Bodenproben. Die Zentrifugation erfolgte immer bei 600 RPM, die getesteten Extraktionszeiten betrugen entweder eine oder zwei Stunden. Die Abb. 4.9 stellt Protokoll und Ergebnisse für die Auswahl des besten Verhältnisses bzw. der besten Extraktionszeit für diese Methode dar. Das beste Ergebnis wurde bei Anwendung von 75 g Ionenaustauscher DOWEX/g oTS und einer Zentrifugation von zwei Stunden ermittelt. Hier wurde das meiste Protein bzw. Kohlenhydrat mit niedriger DNS-Menge extrahiert, letzteres deutet auch auf einen geringen Zellenbruch hin.

Die Extrakte jeder o. g. Methode wurden stets für 30 min bei 10000 RPM und bei 4 °C zentrifugiert und der daraufhin verbleibende Überstand zur Bestimmung der EPS-Bestandteile (Protein, Huminstoffe, Polysaccharide und DNS) analysiert. Anhand dieses Verfahrens können Probekomponenten wie Zellen, Mineralien und Pflanzenpartikeln sowie Reste der verwendeten Extraktionsmittel sicher entfernt werden.

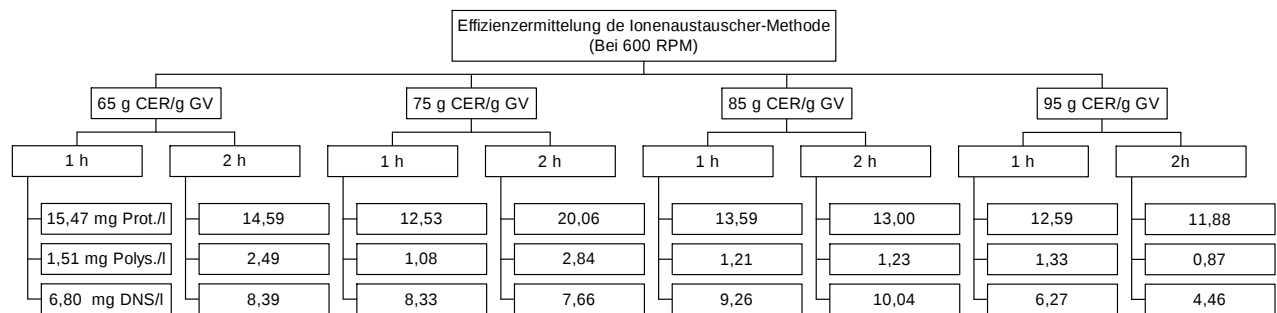


Abbildung 4.9: Effizienzermittlung der EPS- Extraktionsmethode unter Anwendung von 65, 75, 85 und 95 g Ionenaustauscher DOWEX 50x8 (Na⁺-Form) pro g oTS in den Bodenproben. Bestimmungswerte von Protein, Polysaccharide und DNS wurden in mg/l vorgestellt.

Nach der Entwicklung und Anpassung jedes einzelnen Verfahrens wurden alle oben vorgestellten Methoden an den selben Proben durchgeführt, um so die effizienteste für das Ziel der Arbeit bestimmen zu können. Das Durchführungsprotokoll für die Extraktionsmethoden sowie für die Bestimmung von Proteinen, Huminstoffe, Kohlenhydrate und DNS, die in Kap. 4.6.1, 4.6.2 und 4.6.3 diskutiert werden, ist in Abb. 4.10 zusammengefasst. Tabelle 4.1 veranschaulicht die Ergebnisse, die am 25.09.2002 anhand der Probe aus dem Quadranten 2 des Beetes 3 der VPKA Merzdorf entnommen werden konnten. Im Vergleich mit den anderen Methoden wurde das beste Extraktionsergebnis bei Anwendung von Ionenaustauscher DOWEX ermittelt, mit hohem Anteil von Protein bzw. Kohlenhydrat im Extrakt und weniger Kontamination von intrazellulären Stoffen durch Zelllyse (geringe DNS-Menge) als Ergebnis.

Von den getesteten Methoden erschien die EPS-Extraktion mittels Ionenaustauscher DOWEX 50x8 in Na⁺-Form (Firma SIGMA) als die für die Fragestellung geeignetste Verfahrensweise. Sie ermöglicht eine erhöhte Extraktionseffizienz mit wenig Kontamination durch Bestandteile des Zellinneren, was sich anhand der geringen DNS-Konzentration zeigt. Bei der Methode mit NaOH waren die Werte im Vergleich geringer, der DNS-Anteil war zusätzlich proportional zu den anderen Methoden sehr hoch, was auch auf eine hohe Zellenlyse hinweisen könnte. Das Gleiche wurde bei der EGTA- Methode beobachtet. Das ist wahrscheinlich dadurch zu erklären, dass die beiden o. g. Methoden u.a. die Kationen der Zellenmembran ablösen. Dadurch wurde eine Zellenlyse ausgelöst und folglich intrazelluläre DNS in den Extrakt freigegeben.

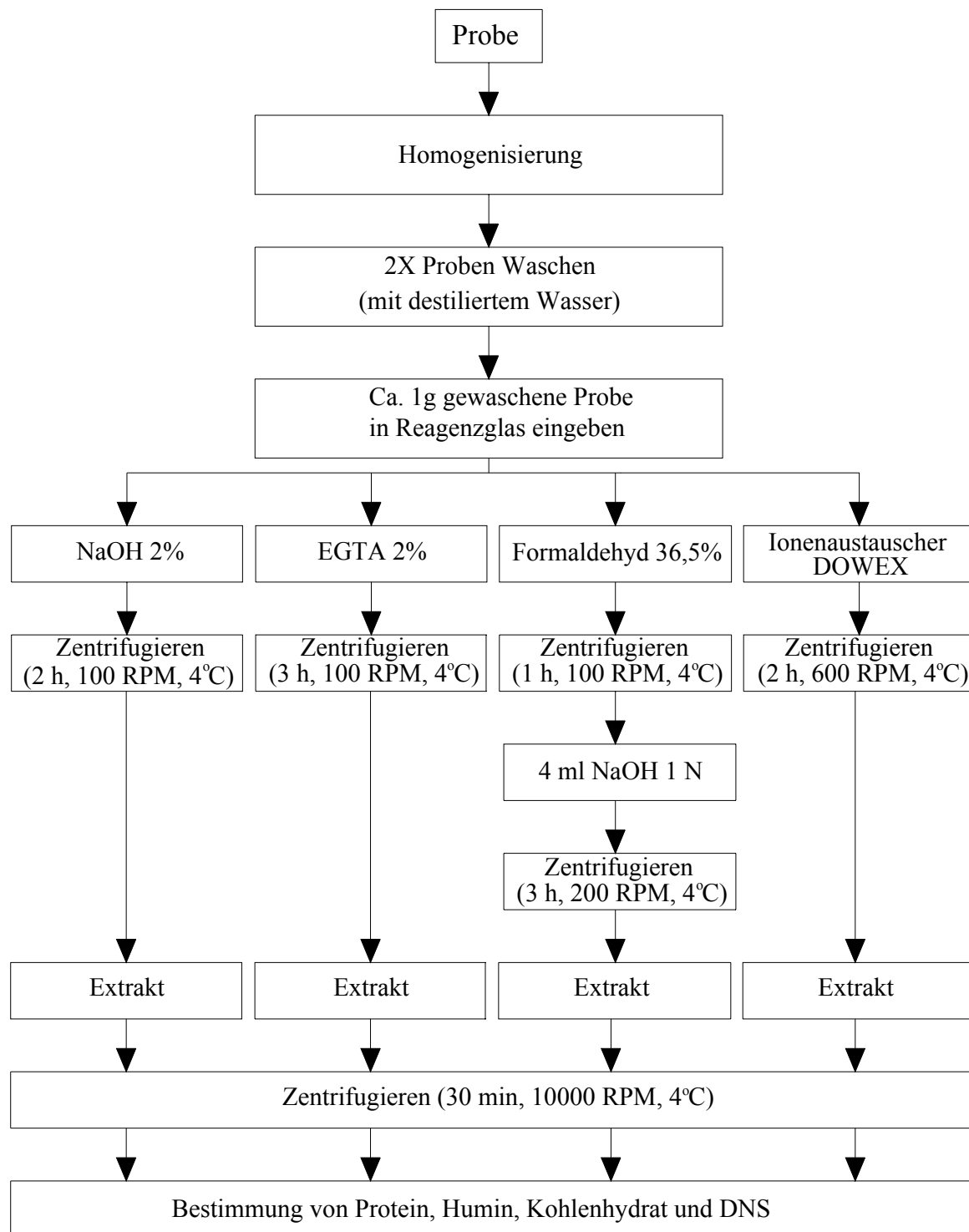


Abbildung 4.10: Protokoll für die Auswahl der effizientesten Extraktionsmethode, sowie für die Bestimmung der EPS-Bestandteile (Protein, Huminstoffe, Kohlenhydrat und DNS).

Tabelle 4.1: Vergleich zwischen den Methoden NaOH, EGTA, Formaldehyd-NaOH und Ionenaustauscher zur Extraktion von EPS aus der Bodenprobe Merzdorf Beet 3 (Quadrant 2) am 25.09.2002 (Werte in mg/L).

Konzentration der EPS- Bestandteile			
Protein	Huminstoff	Kohlenhydrat	DNS
Natriumhydroxid (NaOH)			
4 ml NaOH + 1g Probe			
120,22	241,18	239,37	22,67
3 ml NaOH + 1g Probe			
125,15	240,36	221,74	18,94
2 ml NaOH + 1g Probe			
68,53	86,97	61,35	13,17
1 ml NaOH + 1g Probe			
65,83	84,91	50,72	12,54
Formaldehyd + NaOH			
20µl Formaldehyd/1g Probe + 4 ml NaOH			
1,90	262,86	-	22,44
15µl Formaldehyd/1g Probe + 4 ml NaOH			
16,03	276,17	-	30,60
10µl Formaldehyd/1g Probe + 4 ml NaOH			
30,69	288,82	-	20,74
5µl Formaldehyd/1g Probe + 4 ml NaOH			
120,22	241,18	-	22,67
Ethylenglykoltetraessigsäure (EGTA)			
5 ml EGTA 2%/1g Probe (3 Stunden, 100 RPM, 4°C)			
105,64	150,77	81,30	15,18
2,5 ml EGTA 2%/1g Probe (3 Stunden, 100 RPM, 4°C)			
70,84	102,56	60,56	10,27
1 ml EGTA 2%/1g Probe (3 Stunden, 100 RPM, 4°C)			
69,35	135,56	51,43	5,26
0,5 ml EGTA 2%/1g Probe (3 Stunden, 100 RPM, 4°C)			
75,86	191,45	20,56	12,54
Ionenaustauscher DOWEX 50x8 (Na ⁺ -Form)			
75 g Ionenaustauscher/ g oTS (2 Stunden, 600 RPM, 4°C)			
149,09	322,98	284,08	10,50

Die Formaldehyd-NaOH Methode zeigte eine hohe Extraktionseffizienz für Protein und Huminstoff bei Zugabe von 5 µl der Formaldehydlösung. Doch das Formaldehyd reagierte mit Anthron, das im Anschluss zur Kohlenhydratbestimmung zugefügt wurde (siehe Kap. 4.6.2). Es entstand eine stark rötliche Färbung, die den Spektralmessbereich überschritt und so eine Auswertung unmöglich machte. Diese Störung wurde bereits von NIELSEN & JAHN (1999) beschrieben. Allerdings ist hier zuzufügen, dass der Anteil an DNS-Konzentration auch bei dieser Methode sehr hoch war.

4.6 Quantitative Methode zur Analyse der EPS im Boden - Extraktion mit Ionenaustauscher

Nach Ausschluss der in Kap. 4.5 beschriebenen Methoden erfolgte die Extraktion der extrazellulären polymeren Substanzen aus der Bodenprobe laut dem Ionenaustauscher-Verfahren nach FRØLUND et al. (1996) mit Modifikationen.

Zirka 1 g native und mit einem Spatel homogenisierte Bodenprobe wurde zweimal mit MilliQ-Wasser gewaschen und danach mit 7 ml des im MilliQ-Wasser vorbereiteten Extraktionspuffers (2 mM Na_3PO_4 , 4 mM NaH_2PO_4 , 9 mM NaCl und 1 mM KCl, pH 7,2) vorsichtig gemischt. Außerdem wurde der Ionenaustauscher DOWEX 50x8 (Na^+ -Form) zweimal mit neuem Extraktionspuffer gewaschen, um ein Gleichgewicht zu erhalten. Danach wurde der Überstand abgegossen, und der Ionenaustauscher im Verhältnis von 75 g pro g organische Trockensubstanz zur Probe gegeben und leicht geschüttelt. Darauf folgte die Zentrifugation bei 600 RPM für 2 Stunden bei 4 °C. Danach wurden 2 ml des Überstandes in Eppis bei 10000 RPM für 35 min bei 4 °C zentrifugiert, um Zellenstücke und Reste des Ionenaustauschers zu entfernen. Der neue Überstand (genannt *Probeextrakt*) wurde für die Analyse von EPS-Bestandteilen verwendet. Die Abb. 4.11 fasst das Protokoll zur Durchführung der Bestimmungsmethoden zusammen, die in Kap. 4.6.1, 4.6.2 und 4.6.3 beschrieben werden.

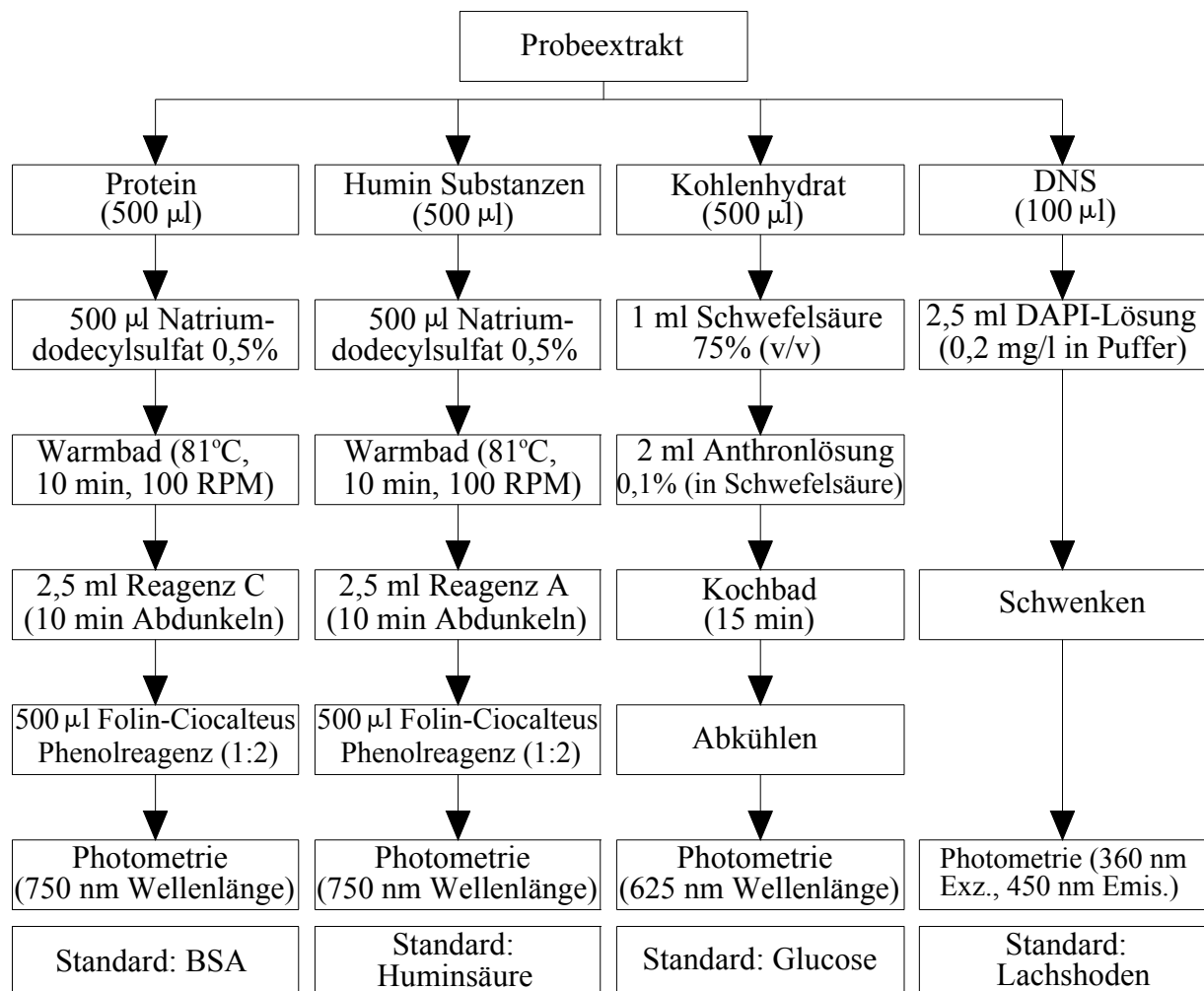


Abbildung 4.11: Protokoll für die Bestimmung von Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS. Der Extrakt wurde wie in Kap. 4.6 beschrieben erhalten.

4.6.1 Protein- bzw. Huminstoffbestimmung

Die hier benutzte Methode wurde in Anlehnung an die Proteinbestimmung nach LOWRY et al. (1951) durchgeführt, wobei aber mit modifizierten Aufschlussbedingungen und Reagenzien sowie mit anderen Mischungsverhältnissen gearbeitet wurde.

Die ursprüngliche Methode von LOWRY erwies sich als einfach und zuverlässig zur Bestimmung der Konzentration löslicher sowie unlöslicher Proteine. Sie beruht darauf, dass die Proteine zunächst mit einem alkalischen Cu^{2+} -Reagenz eine dem Biuret-Komplex ähnliche Verbindung eingehen. In einem nachfolgenden Reaktionsschritt erfolgt die Reduktion des Folin-Ciocalteus-Phenol-Reagenz durch die mit dem Cu^{2+} komplexierten Proteine. Der Kupfer-Protein-Komplex bewirkt die Reduktion von Molybdat bzw. Wolframat, die in Form von Heteropolyphosphorsäuren vorliegen. Molybdat bzw. Wolframat werden auf Wertigkeitsstufe IV reduziert. Es entstehen Mischoxide zwischen jeweils VI- und IV-Molybdän (Molybdänreaktion) bzw. Wolfram. Die Reduktion des Folin-Reagenz erfolgt, nachdem Cu^{2+} im Kupfer-Protein-Komplex zu Cu^{3+} reduziert wird. Die aromatischen Aminosäurereste Tyrosin und Tryptophan reduzieren darüber hinaus das Folin-Reagenz direkt ohne vorherige Komplexbildung mit dem alkalischen Cu^{2+} -Reagenz. Das zugegebene Natriumbicarbonat wirkt dabei als Reaktionspuffer.

Bei der Reduktion erfährt das Folin-Reagenz einen Farbumschlag von gelb nach blau. Die resultierende Blaufärbung wird zur quantitativen Bestimmung der Proteinkonzentration benutzt.

Neben Proteinen ergeben auch viele andere reduzierende Verbindungen eine positive Reaktion mit dem eingesetzten Folin-Ciocalteus-Reagenz, einer Phosphorwolframatmolybdat- Mischung, die zu einem blauen Komplex reagiert und bei einer Wellenlänge von 750 nm photometrisch ausgewertet wird. Bei der Proteinbestimmung nach LOWRY interferieren alle Verbindungen, die phenolische Gruppen enthalten, also z.B. Huminstoffe und Lignin, daneben auch Harnstoff, DNS-Fragmente, verschiedene Zucker, freie Aminosäuren, Tenside, Lipide und anorganische Ionen (BOX, 1983; PETERSON, 1979; LO & STELSON, 1972). Es ist davon auszugehen, dass alle diese Stoffgruppen im kommunalen Abwasser vorhanden sind, so dass in dieser Matrix keine fehlerfreie Bestimmung nach dieser Methode durchgeführt werden kann.

Es bestehen sehr viele Modifikationen der Originalvorschrift von LOWRY et al. (1951). Alle haben den Zweck, reproduzierbare Messungen in komplexer organischer Matrix zu ermöglichen (SPERANDIO & PÜCHNER, 1993; BENSADOUN & WEINSTEIN, 1976; MARKWELL et al., 1978; PETERSON, 1977). Beispiele sind chemische Fällung, Oxidationsreaktionen und auch Kochen (PETERSON, 1979). Es ist auch möglich, den Einfluss einzelner störender Substanzen rechnerisch zu bestimmen (FRØLUND et al., 1995). Dennoch kann bei komplex zusammengesetzten Proben aus dem Umweltbereich nicht von einer wesentlichen Verbesserung der Reproduzierbarkeit ausgegangen werden.

Obwohl bereits seit langem die Anfälligkeit gegenüber Störstoffen und die geringe Aussagekraft dieser Methode bekannt sind (BOX, 1983; PETERSON, 1979), wird sie immer noch kommentarlos in aktuellen Veröffentlichungen für die Bestimmung von Proteinen aus Abwasser- oder Belebtschlammproben eingesetzt (BURA et al., 1998; JORAND et al., 1998; PALMGREN et al., 1998; ZHANG et al., 1998).

FRØLUND et al (1995) stellten ein Verfahren dar, in dem die Störung der Proteinbestimmung durch Huminstoff berechnet wird: Sie erweitern das Verfahren von LOWRY, der die Farbentwicklung nur mit CuSO_4 ermittelt, um einen weiteren Schritt. Sie messen das Farbspektrum auch ohne Zugabe von CuSO_4 , da sich hier die Farbe nur wegen des Huminstoffes entwickelt. Die rechnerische Bestimmung der Protein- und Huminstoffwerte erfolgt, wie es in den Gleichungen 4.1 bis 4.4 dargestellt ist.

$$A_{\text{total}} = A_{\text{protein}} + A_{\text{humin}} \quad \text{Gleichung 4.1}$$

$$A_{\text{blind}} = 0,2 \times A_{\text{protein}} + A_{\text{humin}} \quad \text{Gleichung 4.2}$$

$$A_{\text{protein}} = 1,25 \times (A_{\text{total}} - A_{\text{blind}}) \quad \text{Gleichung 4.3}$$

$$A_{\text{humin}} = A_{\text{blind}} - 0,2 \times A_{\text{protein}} \quad \text{Gleichung 4.4}$$

Wobei A_{total} die gesamte Absorption mit CuSO_4 ist, A_{blind} die gesamte Absorption ohne CuSO_4 , A_{humin} die Absorption durch Huminstoffe und A_{protein} die Absorption durch Proteine.

Bei dieser Laborarbeit wurden das Reagenz A - 40 g/l Natriumkarbonat (Na_2CO_3) + 0,4 g/l Natriumkaliumtartrat-Tetrahydrat ($\text{C}_4\text{H}_4\text{KNaO}_6 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) und das Reagenz B - 10 g/l Kupfersulfatpentahydrat ($\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) verwendet.

500 µl Probeextrakt bzw. Standard wurden für die Bestimmung mit 500 µl Lösung 0,5% Natriumdodecylsulfat ($C_{12}H_{25}NaO_4S$) in 81°C warmen Wasser und 10 min lang bei 100 RPM geschüttelt. Während dessen wurde das Reagenz C vorbereitet (Im Verhältnis 25:1 von Reagenz A zu Reagenz B). Zur abgekühlten Probe wurde 2500 µl Reagenz C zugegeben und 10 min ins Dunkle gestellt. Dazu wurde 500 µl Folin-Ciocalteus-Phenolreagenz mit Wasser 1:2 verdünnt eingeführt und nach 45 min bei einer Wellenlänge von 750 nm gegen Leerwert photometrisch vermessen. Das gleiche Verfahren wurde ohne Reagenz B wiederholt.

Als Standard wurden BSA (Albumin Fraktion V; aus Rinderserum) bzw. Huminsäure, in Konzentrationen von 0, 5, 10, 15, 25, 40, 50, 65, 75, 90 und 100 mg/l eingesetzt.

4.6.2 Kohlenhydrat-Bestimmung

Die meisten Methoden zur Bestimmung von Kohlenhydraten basieren auf der Mischung der Proben mit einer starken Schwefelsäure und der folgenden Eingabe eines Reagenz zur Farbentwicklung und nachfolgender Erhitzung. Als geeignetes Farbreagenz schlagen RAUNKJÆR et al. (1994) Anthron vor. Die Methode beruht darauf, dass die Polysaccharide in starker Schwefelsäure zu Monosacchariden hydrolysiert werden, die mit dem Anthron reagieren und einen grünen Farbkomplex entwickeln, der photometrisch gemessen wird. Bei der Bestimmung interferieren die im Abwasser vorhandenen Substanzen nicht, aber nicht alle Kohlenhydrate bilden den Farbkomplex mit der gleichen Intensität. Die Intensität ist höher für Hexose und kleiner für Pentose und Heptose. Da die Hauptkomposition der Kohlenhydratkette im Abwasser Glucose, Fructose und Galactose ist, kann erwartet werden, dass die Störung bei der Bestimmung gering sein wird.

500 µl Probeextrakt bzw. Standard wurde mit 1 ml Schwefelsäure 75% (v/v) aufgeschlossen. Nach 10 min wurden dazu 2 ml 0,1% Anthronlösung (in Schwefelsäure 75%) gegeben und sofort gemischt und 15 min ins Kochbad gestellt. Die Anthronlösung wurde immer am gleichen Tag vorbereitet. Das Abkühlen wurde unter fließendem Leitungswasser mit 10 min Dauer durchgeführt. Die photometrische Messung wurde gegen Leerwert bei 625 nm durchgeführt.

Als Standard wurde D(+)-Glucose wasserfrei in Konzentrationen in Konzentrationen von 0, 5, 10 15, 25, 40, 50, 65, 75, 90 und 100 mg/l eingesetzt.

4.6.3 Desoxyribo-Nuklein-Säure (DNS)

BRUNK et al. (1979) stellten eine Methode vor, die sich als effizient, schnell und einfach für die DNS-Bestimmung erwies. Die Autoren gaben DAPI (4,6-diaminodino-2-phenolindol) in die zu bestimmende Probelösung, wodurch die Fluoreszenz des gebildeten Komplexes DNS-DAPI ca. 20 mal stärker wurde. Das Verfahren ist für einen pH- Bereich zwischen 5 und 10 geeignet und durch die Nutzung eines Puffers wird die Störung durch Kationen vermieden. PALMGREN & NIELSEN (1996) bestätigten, dass keine Interferenz durch Proteine, Kohlenhydrate oder Huminstoffe in der Methode festgestellt wurde.

Zu 100 µl des Probeextraktes bzw. Standard wurden 2,5 ml Lösung gegeben. Die Lösung bestand aus 0,2 mg/l DAPI (4,6-diaminodino-2-phenolindol) in Puffer (200 mM NaCl, 20 mM EDTA und 20 mM TRIS HCl). Nach 5 min wurde die spektralphotometrische Analyse gegen Leerwert bei 360 nm Anregung und 460 nm Emission gemessen. Jede starke Lichtinzidenz während der Analyse wurde vermieden. Als Standard wurde DNS aus Lachshoden der Firma SIGMA benutzt, in Konzentrationen von 0, 2, 5, 10 17, 25, 35, 50 und 60 mg/l eingesetzt.

4.6.4 Kontrolle der Methoden zur Bestimmung der EPS-Bestandteile

Nach Entwicklung und Anpassung der oben beschriebenen Methoden zur Bestimmung von Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS wurde ein Kontrollprotokoll gemacht, um die Interferenzen zwischen den Verfahren festzustellen. Dazu wurden Lösungen mit bekannten Konzentrationen der Standards vorbereitet. Die Tab. 4.2 stellt die Ergebnisse dar. Die beobachteten Abweichungen lagen im Toleranzbereich des Spektralphotometers und konnten deswegen vernachlässigt werden.

Tabelle 4.2: Kontrolle der Standards. Zwischen runden Klammern sind die erwarteten Werte den gemessenen Werten nachgestellt (in mg/l). Leerwert: MilliQ Wasser.

Standard	Protein	Huminstoff	Kohlenhydrat	DNS
MilliQ Wasser	-0,16 (0)	0,35 (0)	-0,06 (0)	0,08 (0)
BSA 25 mg/l	24,21 (25)	0,45 (0)	-0,14 (0)	0,37 (0)
Huminsäure 25 mg/l	-0,18 (0)	25,76 (25,00)	-0,15 (0)	-0,34 (0)
Glucose 25 mg/l	-0,20 (0)	-0,05 (0)	24,48 (25,00)	0,27 (0)
Lachshoden 25 mg/l	-0,08 (0)	-0,08 (0)	-0,09 (0)	24,41 (25,00)
BSA 50 mg/l + Huminsäure 50 mg/l + Glucose 50 mg/l + Lachshoden 50 mg/l (1:1:1:1)	12,42 (12,50)	13,72 (12,50)	12,50 (12,50)	12,79 (12,50)
BSA 50 mg/l + Huminsäure 50 mg/l (1:1)	24,38 (25,00)	25,73 (25)	-0,05 (0)	-0,34 (0)

5 ERGEBNISSE UND DISKUSSION

Die Entwicklung von Methoden zur EPS-Analyse und die daraus resultierende experimentelle Arbeit (Messkampagnen) dauerte zweieinhalb Jahre. Die Methoden sind in Kap. 4 dargestellt. Insgesamt wurden 126 Messkampagnen durchgeführt, davon 59 in Merzdorf, 20 in Ließen und 47 in der UFA-Fabrik.

Die Ergebnisse der Summenparameter werden als Mediane sowie als Mittelwerte (mit Standardabweichung) dargestellt. Der Median ist die Zahl, die in der Mitte einer Zahlenreihe liegt. Das heißt, die eine Hälfte der Zahlen hat Werte, die kleiner sind als der Median, und die andere Hälfte hat Werte, die größer sind als der Median.

Da in der Untersuchung einige Extremwerte vorkamen, fiel ein Mittelwert an, wobei die Standardabweichung manchmal Werte so hoch wie der Mittelwert selbst aufwies. Die Darstellung der Daten mit beiden statistischen Größe ermöglicht eine bessere Interpretation.

5.1 pH-Werte in den Zuläufe bzw. Abläufe

Das Abwasser mit extremen pH-Werten sollte vor der Reinigung in einem Bodenfilter neutralisiert oder zumindest verdünnt werden. Ein pH-Wert zwischen 6,5 und 7,5 gilt für die biologischen Vorgänge als unbedenklich (WISSING, 1995). Diese Größe spielt eine wichtige Rolle in Bezug auf Schwermetalle.

Nach HAGENDORF (2003) verbessern sich die Bedingungen der Böden für Adsorption und Kationenaustausch mit steigendem pH-Wert und damit die Immobilisierung der Schwermetalle. Bei sauren pH-Werten sind in Böden mittlere bis gute Festlegungsbedingungen gegeben. Bei neutralen bis schwach alkalischen pH-Werten liegen Schwermetallionen in der Bodenlösung fast zu 100 Prozent komplexiert vor.

In den untersuchten Anlagen sowie in den UFA-Säulen war kein pH-Wert zu ermitteln, der als extrem betrachtet werden könnte (siehe Tab. 5.1), die Werte lagen i. d. R. im neutralen Bereich. Deswegen konnte im Rahmen dieser Forschung der Einfluss durch Ausfällung von Schwermetallen auf die Kolmationserscheinung unberücksichtigt bleiben.

Tabelle 5.1: pH-Werte in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.

Probe	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert
Merz Zulauf	7,37 ± 0,40	7,40	8,42 / 6,41
Merz Ablauf Beet 3	6,92 ± 0,13	6,94	7,11 / 6,52
Merz Ablauf Beet 4	6,83 ± 0,13	6,82	7,17 / 6,60
Ließen Zulauf	7,68 ± 0,42	7,57	9,17 / 7,07
Ließen Ablauf Beet 1	7,13 ± 0,17	7,17	7,34 / 6,80
Ließen Ablauf Beet 2	7,17 ± 0,22	7,16	7,55 / 6,85
UFA Zulauf	7,19 ± 0,40	7,05	7,93 / 6,45
UFA Säule 5	7,55 ± 0,56	7,39	8,84 / 6,94
UFA Säule 6	7,32 ± 0,19	7,31	7,68 / 6,88

5.2 Sauerstoffgehalt in den Zuläufen bzw. Abläufen

Die am aeroben Abbau der Abwasserschmutzstoffe beteiligten Mikroorganismen brauchen Sauerstoff. Technologisch gibt es nach PLATZER (1998) drei Möglichkeiten, Sauerstoff mit Abwasser bzw. Boden zusammen zu bringen:

- Konvektionstransport: Dieser Weg ist für den Sauerstoffhaushalt der wichtigste Prozess, weil er der einzige ist, der eine gewisse Steuerung des Sauerstoffeintrags ermöglicht.
- Eintrag über Pflanzenwurzeln: Hier spielen Pflanzen eine wesentliche Rolle. Sie können den Boden und das Wasser infolge der Durchwurzelung direkt (Sauerstoffabgabe der Wurzel) oder indirekt (Offenhaltung und Vergrößerung des Porenraums) mit Sauerstoff versorgen. Die aeroben Bereiche finden sich vor allem in unmittelbarer Nähe der Wurzeln.
- Diffusionstransport: Dabei wird Sauerstoff aufgrund des Konzentrationsgefälles zwischen der Atmosphäre und der Bodenluft durch Diffusionsprozesse in den Boden transportiert.

Der Gehalt an gelöstem Sauerstoff im Wasser ist direkt abhängig von der Temperatur. Je höher die Temperatur ist, desto niedriger ist die maximale Sauerstofflösung (Sättigung) im Wasser. Die geringere Sauerstoffkonzentration bei höheren Temperaturen ist durch eine größere Diffusionsgeschwindigkeit ausgeglichen. LE BIHAN & LESSARD (2000) sagen, dass bei höherer Konzentration an gelöstem Sauerstoff (bei niedrigen Temperaturen) die Kolmation des Filters beschleunigt wird. Die Autoren sagen nicht, ob das durch den Einfluss der Wasserviskosität geschieht.

Die Sauerstoffkonzentration der PKA Merzdorf sowie der Versuchssäulen der UFA-Fabrik ist in Abb. 5. 1 bzw. Abb. 5.2 dargestellt. Wie zu erwarten war, wurde in beiden Abläufen mehr Sauerstoff gemessen als im Zulauf. Das zeigt eine Anreicherung an Sauerstoff durch die von PLATZER (1998) beschriebenen Prozesse, und es zeigt auch, dass die aeroben Mikroorganismen nicht den gesamten Sauerstoff verbraucht haben. Das lässt darauf schließen, dass es nur eine gering ausgebildete anaerobe Schicht im unteren Bodenprofil gab, und demzufolge die Denitrifizierung des Stickstoffs behindert wurde. (Diese Problematik wird in Kapitel 5.4 weiter diskutiert.)

In der Grafik der Abb. 5.1 ist auch ersichtlich, dass nach dem Beginn des Betriebs der PKA der Gehalt an gelöstem Sauerstoff schnell abnimmt. Nach ca. 2 Wochen nimmt der Sauerstoffgehalt in den Abläufen wieder zu bis zu einem einigermaßen konstanten Wert. In dieser Zeit fängt langsam die Kolmation und die Ablagerung der EPS am Bodenprofil an.

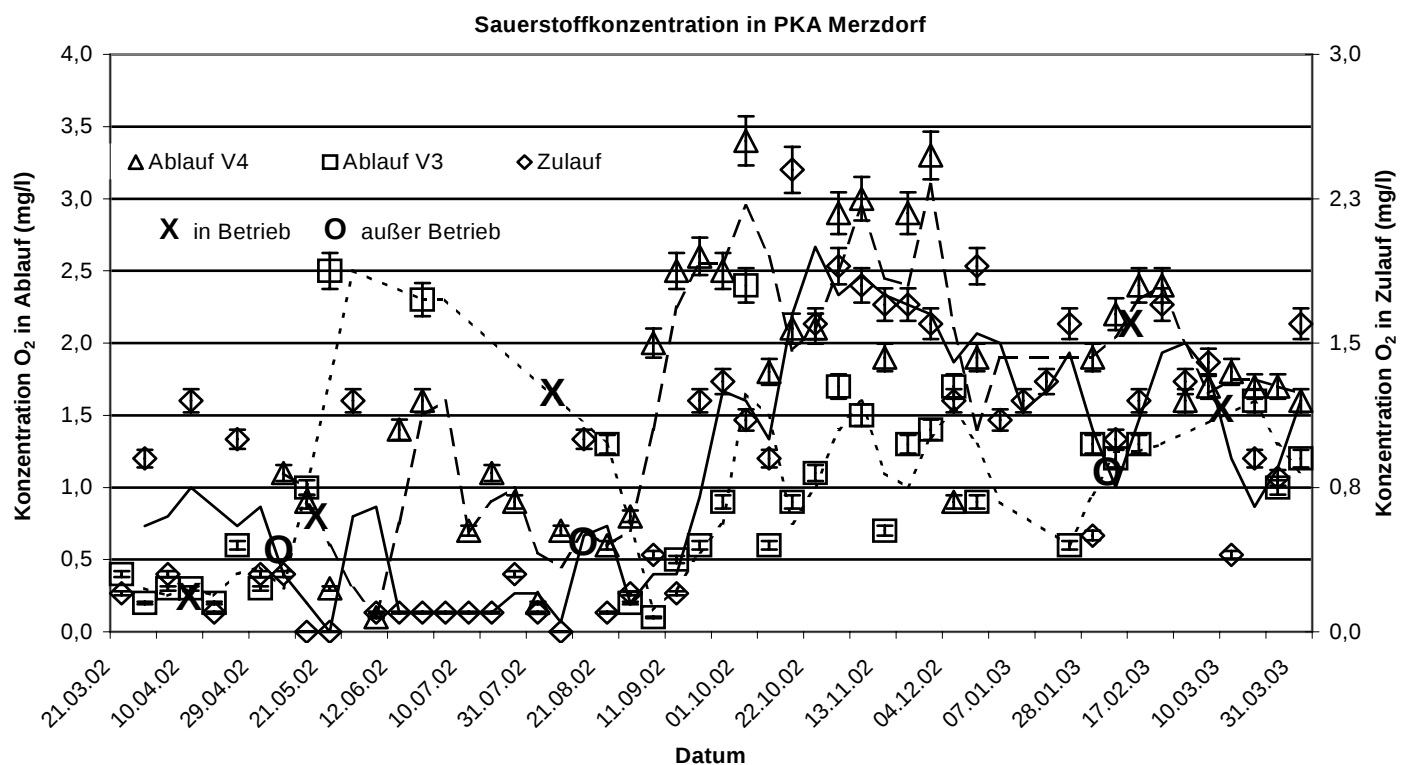


Abbildung 5.1: Sauerstoffhaushalt in den Beeten 3 und 4 der PKA Merzdorf.

In der langen Ruhephase des Beets 4 gab es trotzdem einen Ablauf in geringer Menge, dessen Eigenschaften auch gemessen wurden. Dieser Ablauf rührte hauptsächlich aus Niederschlägen her. Das erklärt auch die hohe Menge von gelöstem Sauerstoff, die in dieser Periode gemessen wurde.

Bei den beiden Versuchssäulen der UFA-Fabrik (Abb. 5.2) ist noch zu ergänzen, dass die Säule T5 einen höheren Gehalt an gelöstem Sauerstoff hatte als die Säule T6 (bis zu ca. 2,5 mal so hoch) und auch schneller zur Kolmation kam. Das ist in Übereinstimmung mit der Beobachtung von LE BIHAN & LESSARD (2000), wo es heißt, ein höherer Sauerstoffgehalt führt schneller zur Kolmation. Mit dem Absinken der Wasser- und Lufttemperaturen ab Mitte September hat sich im Zulauf der Sauerstoffgehalt erhöht und somit auch in den Abläufen.

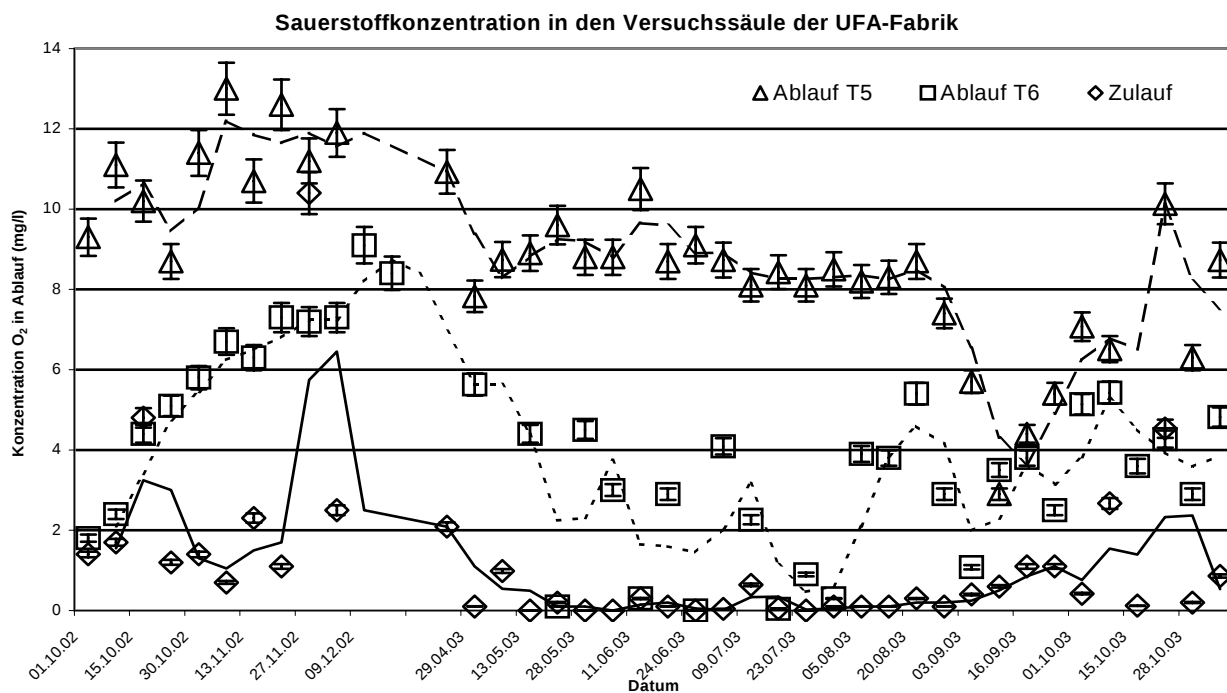


Abbildung 5.2: Sauerstoffhaushalt in den Versuchssäule der UFA-Fabrik.

5.3 Analyse der Effizienz der Reduktion von chemischem Sauerstoffverbrauch (CSB)

Insbesondere die Reinigungsleistung der Vertikalfilter wird bezüglich organischer Substanzen wegen des Sauerstoffanteils normalerweise günstig bewertet. Die vorgeschriebenen Überwachungswerte können eingehalten werden. Sie liegen bei einer Abwasserbehandlungsanlage der Größenklasse 1 (> 1.000 Einwohnerwerte) bei 150 mg/l CSB.

Nach der ATV (1998) sollten die Werte für CSB-Frachtbelastung nicht höher als $80 \text{ g}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$ sein. Bei höherer CSB-Fracht besteht offensichtlich die Gefahr der Kolmation des Bodens. KUNST & FLASCHE (1995) schlagen nach ihren Untersuchungen eine maximale Frachtbelastung von 20 bis $25 \text{ gCSB}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$ vor, um die Kolmationserscheinung in einer VPKA langfristig zu vermeiden. Jedoch zeigten die Untersuchungen von PLATZER (1998), dass Schilfbeete mit eingetragener CSB-Fracht, die sogar deutlich höher als $25 \text{ g}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$ war, auch keine Kolmation zur Folge hatten.

Beim Zulauf in Merzdorf wurde eine gesamte durchschnittliche CSB-Belastung von $23,7 \pm 8,4 \text{ gCSB}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$ mit einem Median von $24,7 \text{ gCSB}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$ gemessen. In Ließen betrug diese Größe fast die Hälfte von dem in Merzdorf beobachteten Wert, um $13,9 \pm 4,2 \text{ gCSB}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$. Am geringsten fielen die Werte der CSB-Fracht, wie erwartet, in den Regenwassersäulen aus, um $2,8 \pm 1,4 \text{ gCSB}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$. Der Einfluss der CSB-Fracht auf die Kolmation wurde deswegen im Rahmen der Diskussion dieser Arbeit vernachlässigt. Die Messwerte zum CSB sind in Tab. 5.2 und die Grafiken in Abb. B.1 bis B.4 des Anhangs B dargestellt.

Tabelle 5.2: CSB-Konzentration in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.

Probe	CSB-Konzentration (mg/l)			CSB-Fracht $\text{g}/(\text{m}^2 \cdot \text{d})$		
	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert
Merz Zulauf	$789,42 \pm 279,20$	823,00	1844,00 / 261,00	$23,68 \pm 8,38$	24,69	$55,32 / 7,83$
Merz Ablauf Beet 3	$238,83 \pm 89,84$	214,50	404,00 / 83,10	-	-	-
Merz Ablauf Beet 4	$202,70 \pm 120,76$	220,50	426,20 / 44,20	-	-	-
Ließen Zulauf	$463,58 \pm 140,07$	425,00	919 / 244,00	$13,91 \pm 4,20$	12,75	$27,57 / 7,32$
Ließen Ablauf Beet 1	$295,76 \pm 124,80$	355,50	463 / 54,10	-	-	-
Ließen Ablauf Beet 2	$110,60 \pm 71,04$	91,20	275 / 48,90	-	-	-
UFA Zulauf	$48,29 \pm 21,09$	44,60	86,30 / 20,70	$2,80 \pm 1,35$	2,67	$5,18 / 1,24$
UFA Säule 5	$21,12 \pm 8,05$	18,60	48,90 / 12,70	-	-	-
UFA Säule 6	$19,37 \pm 4,22$	18,60	30,50 / 12,60	-	-	-

Eine deutliche Verminderung der festgestellten Abwasserinhaltsstoffe war zwischen Zu- und Ablauf feststellbar. Die Verminderungsrate lag zwischen ca. 60 und 90 % in den jeweils beiden Beeten der PKA Merzdorf und PKA Ließen.

Bei den Säuleuntersuchungen von KUNST & FLASCHE (1995) wurde eine um ein Drittel verminderte Abbauleistung von CSB bei den kolmatierten Säulen festgestellt. Während der Kolmationsperiode in Merzdorf und Ließen war keine deutliche Verringerung der Leistungsfähigkeit bezüglich des CSB-Abbaus zu bemerken. Trotzdem wurde beobachtet,

dass sich nach einer langen Ruhephase in Beet 4 der PKA Merzdorf die Abbaurrate des CSB-Anteils erhöht hatte.

Die Ablaufwerte des CSB betrugen häufig mehr als 150 mg/l in beiden Anlagen, höher, als es gesetzlich zugelassen wird. Es ist aber zu erwarten, dass sich nach Einleitung des Ablaufs in die horizontalen Beete diese Menge verkleinert. Die Bestimmung von CSB nach dieser Phase wurde nicht durchgeführt und war auch nicht das Ziel dieses Studiums.

Bei den Versuchssäulen der UFA-Fabrik war die auf den CSB bezogene Abbauleistung gering, i. d. R. zwischen 30 und 75 %. Das lässt sich vermutlich damit erklären, dass wegen der Abwesenheit von Pflanzen, die für den Sauerstoffeintrag wichtig sind, dieser in den Säulen gering ist. Zwischen Juli und September 2002 gab es eine Verminderung der Leistungsfähigkeit, trotz kleiner CSB-Fracht bei nicht kolmatierter Säule. So konnte keine Beziehung zwischen verminderter Leistungsfähigkeit in bezug auf CSB-Fracht und der Kolmation in den Säulen festgestellt werden.

5.4 Analyse der Effizienz bei Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$)

Die Sauerstoffversorgung und der mikrobiologische Besatz der Kornoberflächen bewirkt nach HAGENDORF (2003) nicht nur den Abbau organischer Kohlenstoffverbindungen (CSB, TOC), sondern auch die Unwandlung des Stickstoffs (NH_4 , NO_3). Ammonium (NH_4) wird an der organischen Substanz gebunden und anschließend zu NO_3 nitrifiziert. Im Vertikalfilter ergeben sich bei der Nitrifikation normalerweise günstige Werte, denn bei intermittierender Beschickung wird ausreichend Sauerstoff eingetragen. Die Denitrifikation ist dagegen unzureichend. Für die Praxis empfiehlt es sich daher, wenn möglich, Vertikal- und Horizontalfilter in einer Anlage zu kombinieren, wie sie z. B. in Merzdorf und Ließen realisiert wurden.

Ammonium-Stickstoff wurde hier als Kontrollparameter gewählt, der eine Aussage über die Reinigungsleistung des Vertikalbeetes erlaubt.

Beim Vergleich zwischen kolmatierten und nicht kolmatierten Bodenfiltern beobachteten KUNST & FLASCHE (1995), dass sich im Ablauf die $\text{NH}_4\text{-N}$ -Konzentration bei kolmatierten Bodenfiltern um ein Vielfaches erhöhte. Das zeigte eine deutliche Behinderung

der Nitrifikation. Auch in dieser Arbeit war eine Abnahme der Nitrifikation bei zunehmender Kolmation festzustellen, d.h. eine abnehmender Sauerstoffeintrag in den Beekörper.

Die Abb. B. 5 bis B.7 des Anhangs B stellen die Ergebnisse für Ammonium-Stickstoff in der PKA Merzdorf und der Versuchssäulen der UFA-Fabrik dar. Die gewünschte Leistung der Vertikalfilter wurde in kolmatiertem Zustand nicht mehr erreicht.

Nach einer langen Ruhephase von 6 Monaten (14.08.2002 bis 17.02.2003) im Beet 4 der PKA Merzdorf wurde die günstigste Abbaurate festgestellt. In dieser Periode wurden die organischen Stoffe im Porenraum des Bodens abgebaut, so dass am Anfang des Betriebs mehr Sauerstoff eingetragen und die Nitrifikationsleistung erhöht werden konnte.

5.5 Organische Belastung (Glühverlust)

Der Summenparameter Glühverlust wird oft in der Abwasseruntersuchung verwendet. Er beschreibt eine quantitative Bestimmung der Probe. Jedoch erlaubt er nach MUDRACK & KUNST (1991) nicht ihre Kennzeichnung. Das heißt, ob der Glühverlust aus lebender Biomasse oder toten Organismen bzw. aus pflanzlichen oder tierischen Partikeln stammt, ist nicht durch dieses Verfahren ersichtlich. Somit können die nicht abbaubaren Stoffe wie Lignin oder Huminstoffe in diesem Summenparameter ebenso enthalten sein wie die leicht abbaubaren (Polysaccharide oder Proteine).

Nach Inbetriebnahme der Beete wurde eine Verminderung dieses Parameters an der Oberfläche beobachtet. Das Gleiche wurde auch von PLATZER (1998) bemerkt. In den unteren Schichten fand eine Anreicherung an organischen Substanzen während des Betriebs statt, aber der Wert war stets geringer als der an der Oberfläche. Der Gehalt an organischen Substanzen in den unteren Schichten schien sich aber sehr langsam zu ändern, und die Schwankungen an der Oberfläche wirkten sich in der Tiefe nicht aus.

Des Weiteren wurde dieser Parameter für die Berechnung der EPS und deren Bestandteile benutzt, so dass die Ergebnisse als g pro g oTS dargestellt wurden, wie es oft in der Literatur beschrieben wird.

5.6 Organische Belastung durch gelösten organischen Kohlenstoff (DOC)

Das Verhältnis von Sauerstoffhaushalt und DOC ist ein kolmationbeeinflussender Faktor. Insbesondere die mit fortschreitender Kolmation zunehmend schlechte O₂-Versorgung des Filterkörpers kann DOC-Frachten nicht mehr kompensieren.

Die Ergebnisse für die DOC-Konzentration bzw. -Frachten in den PKA Merzdorf und Ließen sowie für die Versuchssäule der UFA-Fabrik sind in Tabelle 5.3 dargestellt. Alle Werte sind stark schwankend, da die dem Beet zugeführte Wassermenge sehr ungleichmäßig ist. Wird über einen längeren Zeitraum wenig Wasser verbraucht, sind die Frachten durch die geringe Beschickungsmenge niedrig.

PLATZER (1996) hat maximale Frachtbelastungen für DOC, die einen weitgehend kolmationsfreien Betrieb gewährleisten sollen, von 6-8 g/(m²·d) formuliert. Trotz der Schwankungen hat sich die Flächenbelastung im Durchschnitt unter diesem Rahmen bewegt. Desweiteren kommt es in den Vertikalbeeten regelmäßig zu Kolmationserscheinungen. Das Gleiche gilt für die Versuchssäulen der UFA-Fabrik.

Tabelle 5.3: DOC-Konzentration in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik.

Probe	DOC-Konzentration (mg/l)			DOC-Fracht g/(m ² ·d)		
	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert
Merz Zulauf	119,19 ± 47,28	124,74	249,43 / 30,7	3,41 ± 1,16	3,74	5,50 / 0,92
Merz Ablauf Beet 3	50,74 ± 20,48	45,25	91,70 / 16,50	-	-	-
Merz Ablauf Beet 4	42,00 ± 26,68	34,59	93,14 / 13,20	-	-	-
Ließen Zulauf	42,01 ± 23,06	35,25	129,00 / 13,20	1,18 ± 0,74	1,02	3,87 / 0,40
Ließen Ablauf Beet 1	51,16 ± 25,64	42,40	116,10 / 23,90	-	-	-
Ließen Ablauf Beet 2	25,49 ± 12,51	21,85	49,11 / 10,40	-	-	-
UFA Zulauf	12,09 ± 4,62	11,20	25,10 / 5,10	0,50 ± 0,25	0,44	1,65 / 0,18
UFA Säule 5	7,09 ± 2,73	6,20	15,90 / 4,09	-	-	-
UFA Säule 6	7,02 ± 2,59	6,40	16,50 / 4,08	-	-	-

6 UNTERSUCHUNGEN ZUR KOLMATION

Alle Beete der Untersuchungsanlagen Merzdorf und Ließen sowie die beiden Versuchssäulen der UFA-Fabrik wiesen nach einer bestimmten Zeit Kolmationserscheinungen auf. Als kolmatiert wurde das Beet bzw. die Säule bezeichnet,

- wenn sich visuell überstautes Abwasser an der Oberfläche zeigte,
- eine Verminderung der Ablaufmenge auftrat und
- eine dunkle Schicht auf der Oberfläche des Bodens (unterm Wasser) aufwies, die durch die anaeroben Bedingungen verursacht wurde.

Die Forschung führte zu der Erkenntnis, dass die Anreicherung von Feinfeststoffen nicht der einzige und wichtigste Einflussfaktor für die Kolmation war, sondern es waren vor allem die organischen Stoffe, die einen Biofilm bilden, der durch EPS zusammengehalten wird und dessen Gesamtvolumen letztlich zur Kolmation führen muss.

Verschiedene Autoren wie z. B. SIEGRIST & BOYLE (1987) haben schon bewiesen, dass die Kolmationserscheinung in direkter Verbindung mit der organischen Belastung steht. DE VRIES (1972) behauptete, dass sich diese organische Schicht hauptsächlich an der Oberfläche (1 bis 2 cm) der Vertikalfilter bildet. KROPF et al. (1975) und OKUBO & MATSUMOTO (1983) merkten an, dass es, um den Kolmationsprozess gut zu verstehen, wichtig ist, sich nicht nur auf die Infiltrationsrate, die Zulauf- bzw. Ablaufeigenschaften und den „head loss“ zu konzentrieren, sondern auch und vor allem auf die mikrobiologischen Aktivitäten.

OKUBO & MATSUMOTO (1983) fanden heraus, dass der mikrobiologische Wachstumskoeffizient in der aeroben Phase der Kolmation ca. fünf mal größer war als in der anaeroben Phase. In ihren Untersuchungen bewiesen die Autoren überdies auch, dass der gelöste Sauerstoff eine Hauptrolle bei der Kolmation spielt. Bei Zuläufen mit wenig Sauerstoff entwickelt sich die Kolmation zwar langsamer, aber auf der anderen Seite ist die Degradation der organische Stoff auch langsamer.

6.1 Abfiltrierbare Stoffe (AFS)

Verschiedene Autoren (MACKIE & BAI, 1992; VIGNESWARAN et al., 1990) waren vor allem davon ausgegangen, dass in vertikalen Bodenfiltern die Kolmation durch den Eintrag von abfiltrierbaren Stoffen (AFS) hervorgerufen wird, und dabei hauptsächlich vom Anteil an nicht biologisch abbaubarer Substanz, der dauerhaft im Boden verbleibt.

In der Literatur sind verschiedene Empfehlungen für die maximale Belastung des Bodens mit AFS zu finden. BOUWER et al. (1980) z. B. fanden in ihrer Arbeit mit unbepflanzten Versuchssäulen einen maximalen Frachtwert von 8 g AFS/(m²·d) heraus, um einen kolmationsfreien Betrieb zu erhalten. In den Untersuchungen von LÖFFLER (1991) lag dieser Wert bei bepflanzten Bodenfiltern bei 10 - 20 g AFS/(m²·d).

BLAZEJEWSKI UND MURAT-BLAZEJEWSKA (1997) entwickelten zur Berechnung der Kolmationszeit durch suspendierte Feststoffe in VPKA eine theoretische Gleichung:

$$t_v = \frac{150 \cdot \varepsilon_w \cdot \rho_{TS} \cdot (1 - W_{TS}) \cdot d_w}{q_{TS}} \quad \text{Gleichung 5.1}$$

wobei t_v die Verstopfungszeit darstellt, ε_w die Porosität, ρ_{TS} die Dichte des Feststoffes (g/m³), W_{TS} den Wassergehalt der Feststoffe in den verstopften Poren (%) und q_{TS} die spezifische Flächenbelastung in g/(m²·d).

Die Aufspaltung der abfiltrierbaren Stoffe in organische und anorganische Bestandteile (Abb 6.1) ermöglicht eine Aussage darüber, wie groß der Anteil ist, der dauerhaft im Porenraum des Beetkörpers verbleibt. Die Verteilung der anorganischen Partikel im Porenraum hängt in hohem Maße von den Kenngrößen des eingebrachten Sandes wie Korngrößenverteilung, insbesondere des Ungleichförmigkeitsgrades, der Kornform sowie der -orientierung als auch der Infiltrationsgeschwindigkeit des Abwassers ab.

Betriebserfahrungen der Anlage zeigen, dass in der 10jährigen Laufzeit der PKA nie irreversible Kolmationserscheinungen aufgetreten sind, die auf die Einlagerung nicht abbaubarer bzw. mineralisierbarer Partikel schließen lassen. Die Zulaufgehalte schwanken zwar, doch zu Spitzeneinträgen von AFS-Gehalten von über 587 mg/l kam es über den gesamten Untersuchungszeitraum nur drei Mal. Der Gesamtgehalt an abfiltrierbaren Stoffen lag im Durchschnitt bei 203,4 ± 56,3 mg/l (median 191,4 mg/l), davon fielen durchschnittlich 38 mg/l auf den anorganischen Teil. Die Ergebnisse bezüglich der AFS sind in Tab. 6.1 dargestellt.

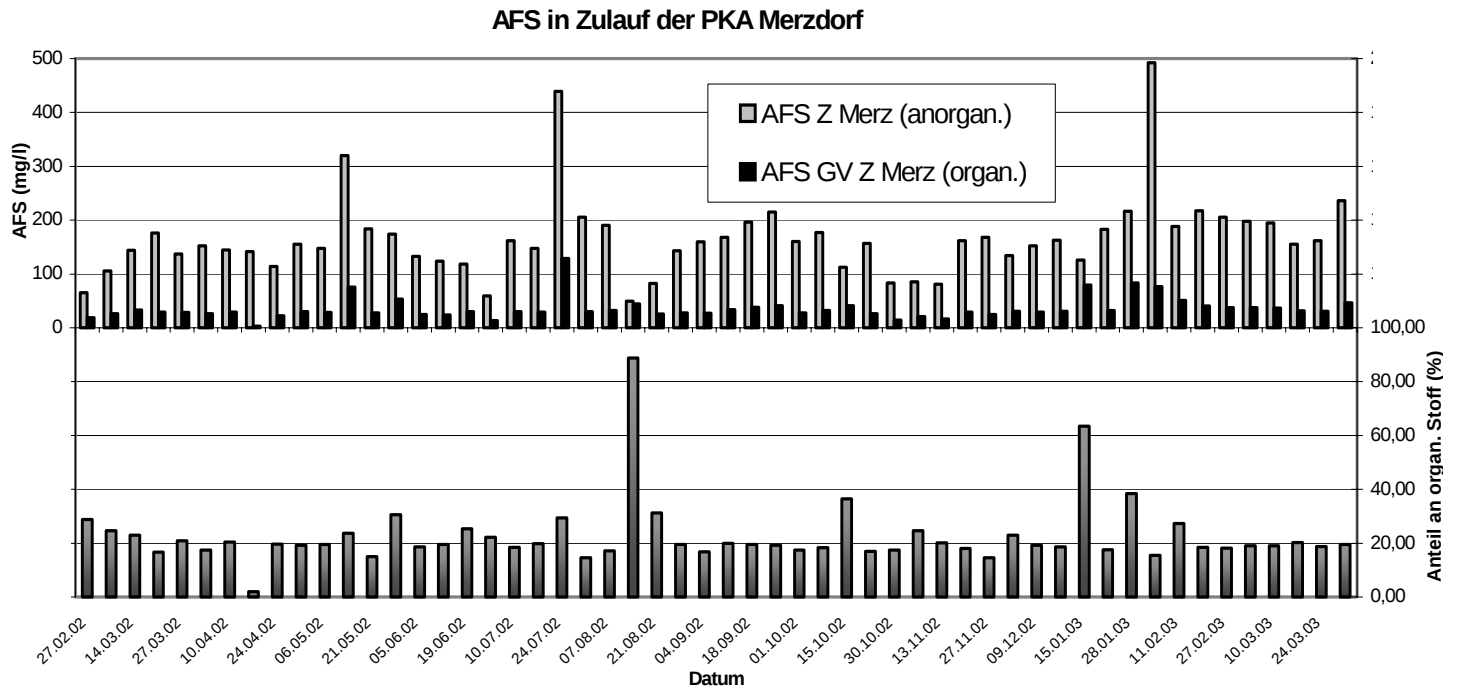


Abbildung 6.1: Organische und anorganische Anteil der AFS in dem Zulauf von PKA Merzdorf.

Tabelle 6.1: Abfiltrierbare Stoffe (AFS) in den Anlagen Merzdorf und Ließen sowie der Versuchssäule in der UFA-Fabrik

Probe	AFS-Konzentration (mg/l)			AFS-Fracht g/(m ² ·d)		
	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert
Merz Zulauf	203,42 ± 56,33	191,40	586,60 / 72,60	6,12 ± 1,73	5,74	17,06 / 2,18
Merz Ablauf Beet 3	48,70 ± 21,39	42,00	93,75 / 5,00	-	-	-
Merz Ablauf Beet 4	39,11 ± 20,54	38,00	75,71 / 6,00	-	-	-
Ließen Zulauf	152,73 ± 53,05	132,25	506,25 / 7,50	4,58 ± 1,59	4,00	15,19 / 0,23
Ließen Ablauf Beet 1	69,39 ± 11,57	72,00	88,00 / 40,00	-	-	-
Ließen Ablauf Beet 2	24,22 ± 14,40	21,00	45,00 / 2,00	-	-	-
UFA Zulauf	17,64 ± 9,45	15,00	61,00 / 2,07	0,68 ± 0,62	0,36	3,66 / 0,12
UFA Säule 5	1,26 ± 1,05	0,62	6,40 / 0,12	-	-	-
UFA Säule 6	1,40 ± 1,15	0,68	7,14 / 0,12	-	-	-

Es ist der organische Anteil der abfiltrierbaren Stoffe, der als eine Ursache zur kurzzeitigen Kolmation von Vertikalfiltern führt. Dies geschieht auf zwei Wegen: Zum einen durch die Ablagerung auf der Filteroberfläche und im Porenraum der obersten Filterschicht (mechanischer Filtereffekt), zum anderen wird hier den im Beet vorhandenen

Mikroorganismen die Nahrung geboten, die zu einem vermehrten Aufwachsen der Populationen führt. In einem weiteren Schritt führt dies zu einer verstärkten EPS-Bildung durch einzelne Bakterienarten, was wiederum zur Erhöhung der Biofilmmenge führt.

Nach Einschätzung der ermittelten AFS-Flächenbelastung wird für die PKA Merzdorf mit Laufzeiten von mehreren Jahrzehnten gerechnet.

Im Vergleich zu den im kommunalen Abwasser gemessenen Werten liegt die Konzentration der abfiltrierbaren Stoffe im Regenwasser deutlich niedriger. Die Versuchssäulen werden aus dem Absetzbecken beschickt, das ganzjährig gefüllt ist. Bereits durch die Sedimentation werden die AFS im Durchschnitt um 50 % verringert und liegen bei 8,4 mg/l. Betrachtet man die Frachten, kann auf einen Zusammenhang zwischen Fracht und Kolmation geschlossen werden. Vergleicht man die Frachten (Tabelle 6.1) mit denen der PKA Merzdorf, liegen diese mit Werten zwischen 0,12 – 3,66 g/(m²·d) niedriger. Trotz sehr niedriger Konzentrationen im Zulauf ist die Fracht nicht so stark vermindert, weil die Versuchssäulen kontinuierlich betrieben werden. Über eine Ruhephase wird auch hier die ursprüngliche Infiltrationsrate wieder hergestellt.

Eine Aufsplittung der AFS des Regenwassers (UFA-Fabrik) wurde aufgrund der geringen Gehalte nicht vorgenommen.

6.2 Abschlämbbare Stoffe (ASS)

Die Bestimmung der abschlämbbaren Stoffe, d.h. Stoffe mit einer Korngröße unter 0,063 mm, ermöglicht es, etwas über die Anreicherung von abfiltrierbaren Stoffen aus dem Abwasser auszusagen sowie über Mineralisationsprodukte aus dem Abbau organischer Substanz im Boden. Hier können die angereicherten Stoffe durch den Glühverlust in organische und anorganische Anteile unterschieden werden.

Es gibt in dem ATV-Arbeitsblatt A262 (1998) Angaben zur Kornverteilung, dem Ungleichförmigkeitsgrad. Eine detaillierte Sieblinie wird aber nicht vorgegeben. Die hier bestimmten Feinanteile der obersten Beetschicht stammen nicht aus der ursprünglichen Sandmischung. Hier handelt es sich um eingelagerte Partikel. Der organische Anteil ist schwankend, während der anorganische Teil sich im Bereich zwischen ca. 20 und 40 mg/l bewegt. Die Ergebnisse des Beetes 4 der PKA Merzdorf sind als Graphik in Abb. 6.2

dargestellt. Es gab eine Anreicherung an ASS an der Oberfläche der Beete. Es wurden deutliche Unterschiede zwischen den einzelnen Beeten festgestellt.

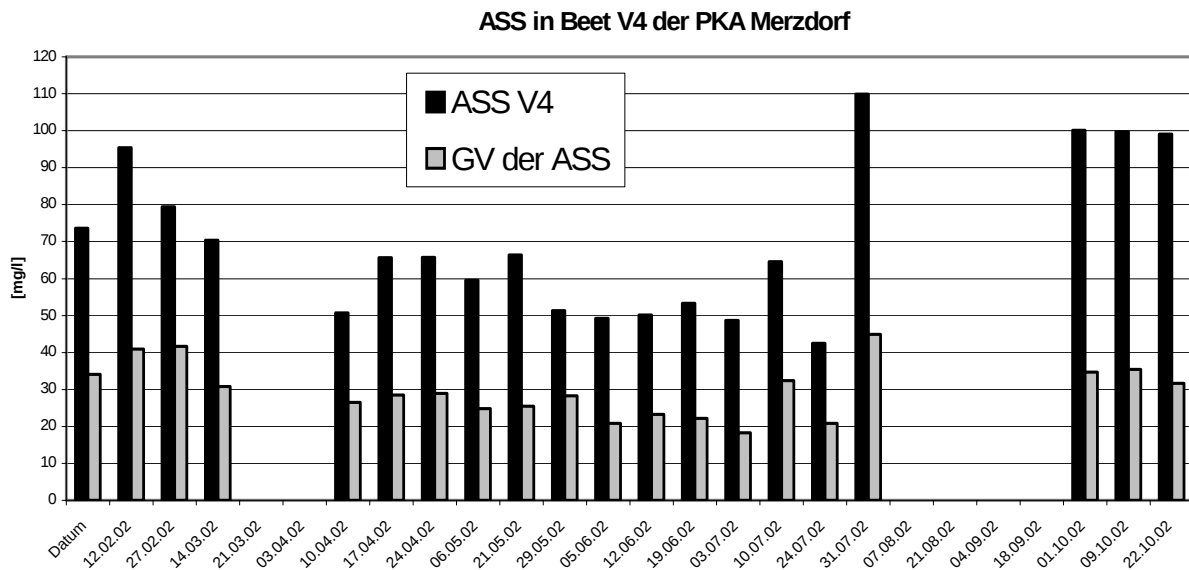


Abbildung 6.2: Abschlämbbare Stoffe in Beet 4 der PKA Merzdorf.

6.3 Temperatureinfluss

Die Temperatur beeinflusst die Leistung der VPKA und die Kolmationserscheinung auf unterschiedliche Weise. Trotz Abwassertemperaturen unter Null Grad erbrachten die Anlagen bzw. Säulen eine gute Reinigungsleistung, in bezug auf CSB.

In der Literatur wurden im Hinblick auf die Kolmation in Verhältnis zur Temperatur verschiedene Meinungen geäußert. Nach SCHLEGEL (1992) erhöht die Temperatur die Geschwindigkeit aller biochemischen Reaktionen und das Wachstum der Bakterien. HIJNEN & KOOLJ (1992) weisen darauf hin, dass die Temperatur einen wichtigen Einfluss auf die Kolmation hat. In Laborsandfiltern bemerkten sie eine Verringerung und sogar eine Beendigung des Kolmationsprozesses bei niedrigen Temperaturen. DE VRIES (1972) und PIETSCH (1980) beobachteten andererseits, dass eine verstärkte Kolmation genau bei niedrigen Temperaturen auftrat. Aber ob das auf einen Einfluss der Wasserviskosität zurückzuführen war, wurde nicht besprochen.

Im Winter wurde gelegentlich in den Anlagen, die in Betrieb waren, eine Eisschicht beobachtet. Diese lag ca. 10 cm über dem Horizont der Beschickungsleitung. Durch punktuell Durchbrechen dieser Lage Eis konnten dennoch Bodenproben entnommen

werden. Die Temperatur des zugeleiteten Abwassers hatte einen Mindestwert von + 2 °C. Daraus resultierte, dass keine dichte, langdauernde Eisschicht im Verlauf der Forschung auftreten konnte. Im Boden lagen die Temperaturen zwischen 2,6 und 28,1 °C in einer Tiefe bis 10 cm, und zwischen 2,3 und 26,6 °C in einer Tiefe bis 30cm.

In beiden Anlagen Ließen und Merzdorf wurde beobachtet, dass die Kolmation hauptsächlich im Frühjahr aufgetreten ist. Das liegt wahrscheinlich daran, dass in dieser Zeit nach dem Winter zusammen mit der Erhöhung der mikrobiologischen Aktivität auch die Pflanzen bzw. Wurzeln schneller wachsen und damit eine neue Konfiguration des Bodens hervorrufen und den Porenraum verengen. Das wurde auch durch andere Forscher beobachtet.

LE BIHAN & LESSARD (2000) sagen, dass die Infiltrationsrate oder die AFS nicht die Hauptfaktoren bei diesem Phänomen (Kolmation im Frühling) sind, sondern die Eigenschaften der Biomasse, deren Menge sie durch die Bestimmung der Menge der Polysaccharide geschätzt haben. Den Autoren zu Folge ist auch zu bemerken, dass im Frühling hauptsächlich sessile Protozoen anwesend sind, die auch durch Retention von Partikeln zur Kolmation führen. Bei Erwärmung vermehren sich Bakterien und Pilze mit hoch hydrophiler Oberfläche.

Ein anderer zu betrachtender Aspekt ist, dass die Temperatur den Anteil an löslichem Sauerstoff beeinflusst und damit das Auftreten der Kolmation. So können niedrige Temperaturen verbunden mit höherem gelösten Sauerstoffgehalt das Kolmationsphänomen stimulieren (siehe Kap. 5.2).

6.4 Bodenwassergehalt

Die Messergebnisse sollen den unterschiedlichen Phasen zugeordnet werden: normale Betriebsbedingungen, kolmatierte Verhältnisse und Ruhephase. Messungenauigkeiten ergeben sich dadurch, dass:

- TDR-Sonden den Wassergehalt nur punktuell erfassen können
- trotz gleicher Sieblinie im Beetkörper sehr inhomogene Verhältnisse herrschen, dass die Schichtstärken des Kiesel- und der Altschilfaufgabe variieren,

- die Verortung der TDR-Sonden in den Beeten willkürlich gewählt und nicht unbedingt repräsentativ für das gesamte Beet ist.

Werden zu viele Sonden eingebracht, wird zu sehr in den eigentlich ungestört zu belassenden Filterkörper eingegriffen. Die Daten für TDR in Beet 4 der PKA Merzdorf sind in Abb. 6. 3 dargestellt.

Die gemessenen Werte zeigen Abweichungen innerhalb eines Beetes. Es ist jedoch festzustellen, dass der Wassergehalt in 10 cm sowie 30 cm Tiefe deutlich schwankt - je nach Zustand des Beetes. Zu Zeiten mit guter Durchlässigkeit der Oberfläche und somit der „Entleerung“ des wasserleitenden Porenraums liegt er zwischen 5-15 Vol.%. Ist die Oberfläche überstaut, steigt er auf 35-45 Vol.%. In den tieferen Bereichen von etwa 50 cm treten kaum phasenabhängige Schwankungen auf. Der Wassergehalt bleibt relativ konstant bei 25-35 Vol.%. Dies legt die Vermutung nahe, dass es analog zu Verteilungsunregelmäßigkeiten an der Beetoberfläche auch zu ungenügender Drainage an der Beetsohle kommt, die aufgrund der Kapillarität zwar nicht zum Einstau, doch aber zu höheren Wassergehalten in diesen Bodenbereichen führt.

Die oberste Schicht (10 cm) war bei kolmatierten Beeten wassergesättigt, während in den unteren Ebenen (30 und 50 cm) der Wassergehalt im Bereich der Poren lag.

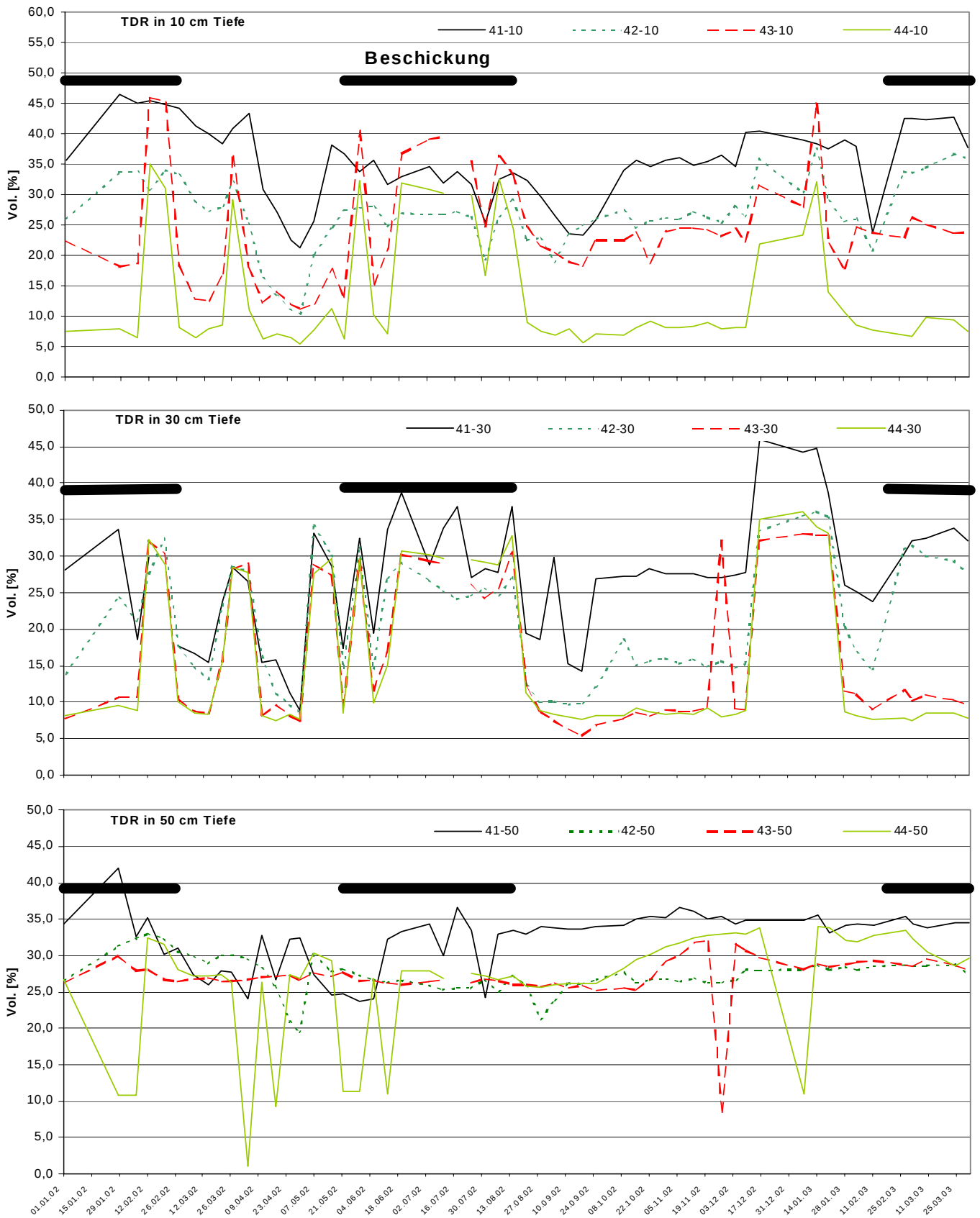


Abbildung 6.3: TDR- Messergebnissen aus Beet 4 der PKA Merzdorf, in bezug auf die Quadranten 1, 2, 3 und 4.

6.5 EPS-Veränderung anhand der Analyse mikroskopischer Aufnahmen

Die Reversibilität der Kolmation deutet darauf hin, dass nicht nur die Ab- und Einlagerung von im Abwasser ungelösten Stoffen (AFS) im Porenraum des Vertikalfilters als Hauptursache in Frage kommt, wie einige Autoren vorher bemerkten (Kap. 6.1). Es wird die Hypothese aufgestellt, dass die Kolmation eine mikrobiologische Ursache haben kann. Die Bildung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) hätte also einen maßgeblichen Anteil an der Oberflächenkolmation. EPS wird von Bakterien aufgebaut und schützt diese vor Austrocknung, toxischen Stößen und anderen negativen Umwelteinflüssen.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde die Veränderung der EPS qualitativ durch Mikroskopie untersucht, dessen Methodologie in Kap. 4.4 beschrieben wurde. Die Ergebnisse werden in diesem Kapitel diskutiert. Anschließend wird in Kap. 6.6 über die Veränderungen der EPS-Mengen (quantitative Darstellung) diskutiert. Die Vermutung, dass es sich bei der Kolmation um ein Oberflächenphänomen handelt, wird in Bezug auf die EPS-Eigenschaften in Kap. 6.7 erörtert.

In der Ruhephase waren vor allem freilebende Mikroorganismen zu sehen. Wenn es Kolonien gab, waren sie klein (bis zu 50 μm) und nicht an mineralischen bzw. pflanzlichen Partikeln gebunden. Bei der EPS-Visualisierung wurden einzelne EPS-produzierende Zellen erkannt. Die Abb. 6.4 stellt Beispiele von dieser Phase dar, im Beet 3 der PKA Merzdorf (a) und in der Versuchssäule T5 der UFA-Fabrik (b).

Im Laufe des Betriebs wurde beobachtet, dass sich die Zellen in Kolonien verbinden und diese immer größer werden. Es wurde eine Erhöhung in der Zahl der Mikroorganismen beobachtet, sowie eine höhere Differenzierung morphologischer Merkmale: es waren z. B. mehr Protozoen, Amöben und Ciliaten zu beobachten. Zusammen mit der Zellenvermehrung in dieser Periode nimmt die Menge an EPS zu und wird in ihrer Zusammensetzung komplexer.

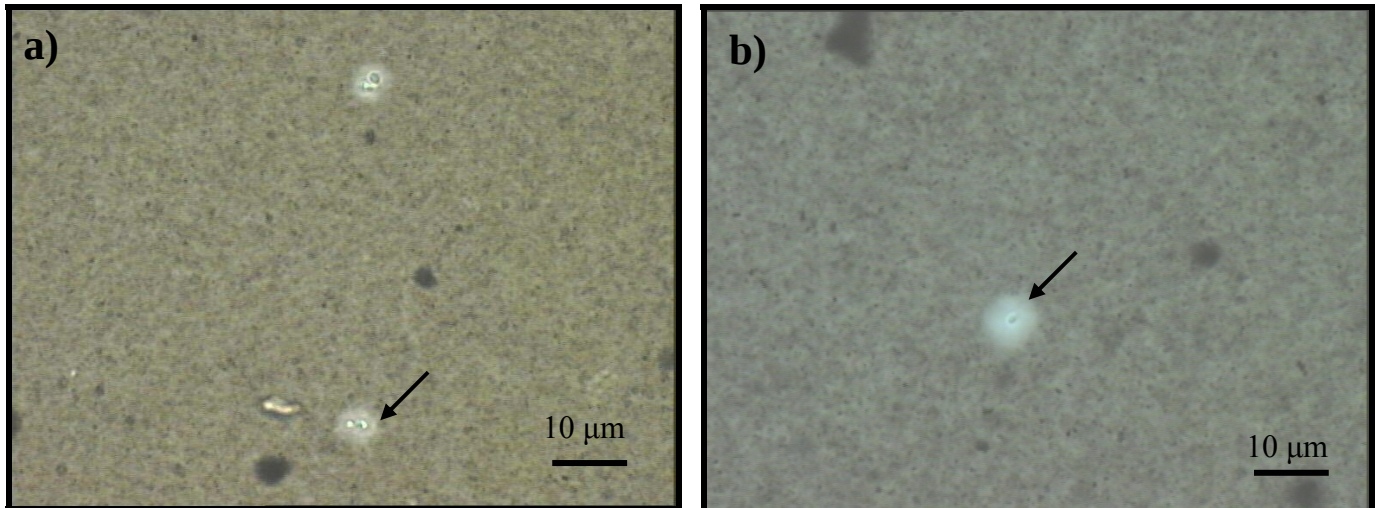


Abbildung 6.4: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Bodenproben der Ruhephase. a) Mikrokolonie (mit Pfeil gekennzeichnet) aus dem Beetes 3 der PKA Merzdorf am 12.06.2002 b) frei lebende Zelle (Pfeil) mit EPS-Hof aus der Versuchssäule T5 der UFA Fabrik vom 13.11.2002. Die Proben stammten aus der Oberfläche.

Die Viskosität der EPS-Matrix spielt nach FLEMMING & WINGENDER (2002) eine wichtige Rolle für die Adhäsion von Partikeln. Auf diese Weise werden partikuläre Stoffe, die biologisch abbaubar sind, akkumuliert und stellen eine wesentliche Nährstoffquelle dar. Wichtig ist auch die Viskosität für die Adhäsion von Mikrokolonien an die inerten Partikel. Aus diesem Grund wurden Kolonien während des Betriebszustandes visualisiert, die an Mineralienkörner gebunden waren. Es wurden aber auch Mikrokolonien beobachtet, die an pflanzlichen Teilchen gebunden waren. In der Abb. 6.5 sind Beispiele für diese Adhäsion in Proben der Betriebsperiode dargestellt (Beet 3 der PKA Merzdorf - a - und Versuchssäule T5 der UFA-Fabrik - b).

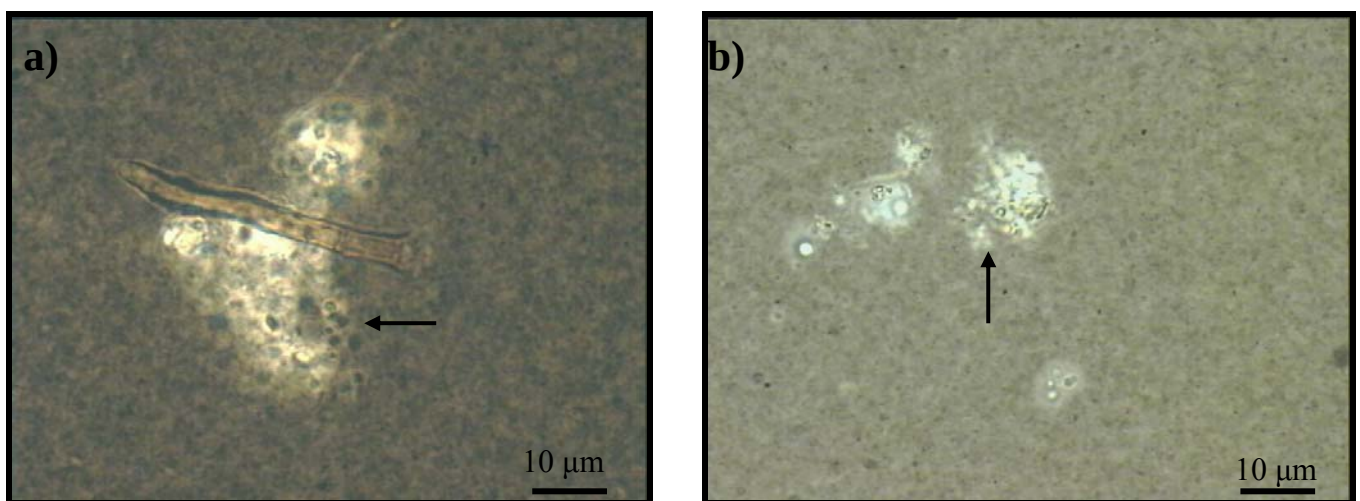


Abbildung 6.5: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Bodenproben der normalen Betriebsbedingungen. Aggregate mit EPS (mit Pfeilen gekennzeichnet). Proben aus der Oberfläche a) des Beetes 3 der PKA Merzdorf vom 30.10.2002 und b) der Versuchssäule T5 der UFA Fabrik vom 28.05.2003.

Am Anfang der Kolmationserscheinung wurde beobachtet, dass filamentöse Organismen vermehrt auftraten. Am Höhepunkt der Kolmation waren viele Ciliaten zu sehen. Überdies war in dieser Phase eine noch größere Vielfalt von Organismen zu beobachten.

Die Untersuchung zeigte bei kolmatierten Verhältnissen die größte EPS-Bildung in den Bodenproben, und zwar in den ersten Zentimetern des Bodenprofils (Abb. 6.6). Die gleichzeitige Quantifizierung der EPS bestätigte diese mikroskopische Beobachtung (Kap. 6.6).

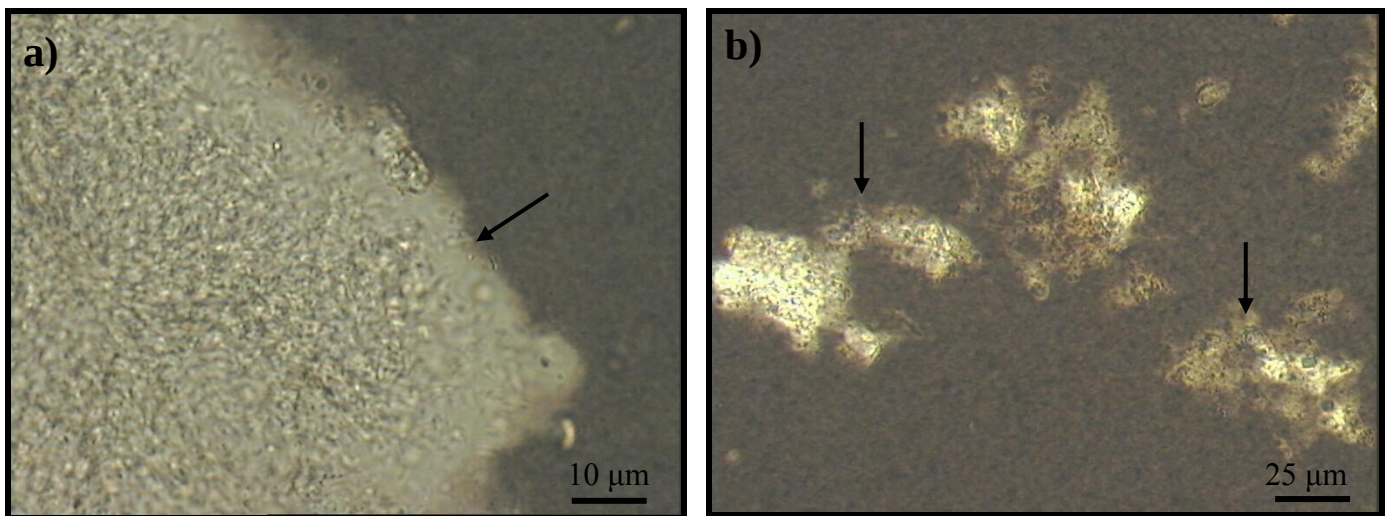


Abbildung 6.6: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix kolmatierter Bodenproben aus der Oberfläche. Aggregate mit EPS (mit Pfeilen gekennzeichnet) aus a) dem Beetes 3 der PKA Merzdorf vom 28.01.2003 und b) der Versuchssäule T5 der UFA Fabrik vom 05.11.2003.

Es gab in verschiedenen Phasen des Betriebs Kieselalgen -Diatomeen- zu sehen (s. Abb. 6.7). Sie lassen sich durch ihre Skelettformen leicht erkennen und sind nach STREBLE & KRAUTER (1988) wichtige Indikatoren der Wasserqualität. Normalerweise waren sie frei lebend zu beobachten, aber solche Algen wurden auch integriert in EPS in Proben aus kolmatierten Anlagen bemerkt. Welche Rolle sie dort spielen, war nicht das Ziel dieser Arbeit.

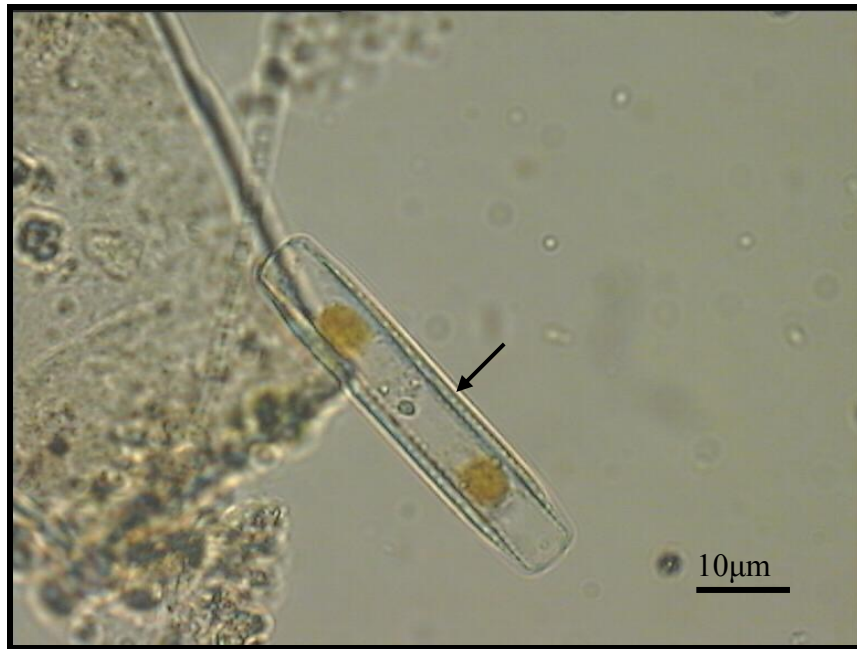


Abbildung 6.7: Kieselalge (Pfeil) im Bodenprobe des Beetes 3 der PKA Merzdorf vom 30.10.2002 (normale Betriebsbedingungen).

Im Rahmen dieser Arbeit wurde in diesem Kapitel festgestellt, dass die durch Mikroorganismen produzierte EPS einen wesentlichen Einfluss auf das Kolmationsverfahren hatte. Am Anfang des Betriebes wurde wenig EPS beobachtet, aber die Menge stieg im Laufe des Betriebes an, bis sie ein Maximum beim kolmatierten Zustand erreichte. Während der Ruhephase verringerte sich die Menge der EPS, wodurch eine Reversibilität des Kolmationsprozesses erreicht wurde. Je länger die Ruhephase dauerte, desto mehr EPS wurde abgebaut. Auch die Untersuchungen in Beet 4 der PKA Merzdorf haben das bewiesen (siehe die mikroskopischen Aufnahmen aus Bodenproben der drei verschiedenen Betriebszustände in der Abb. 6.8).

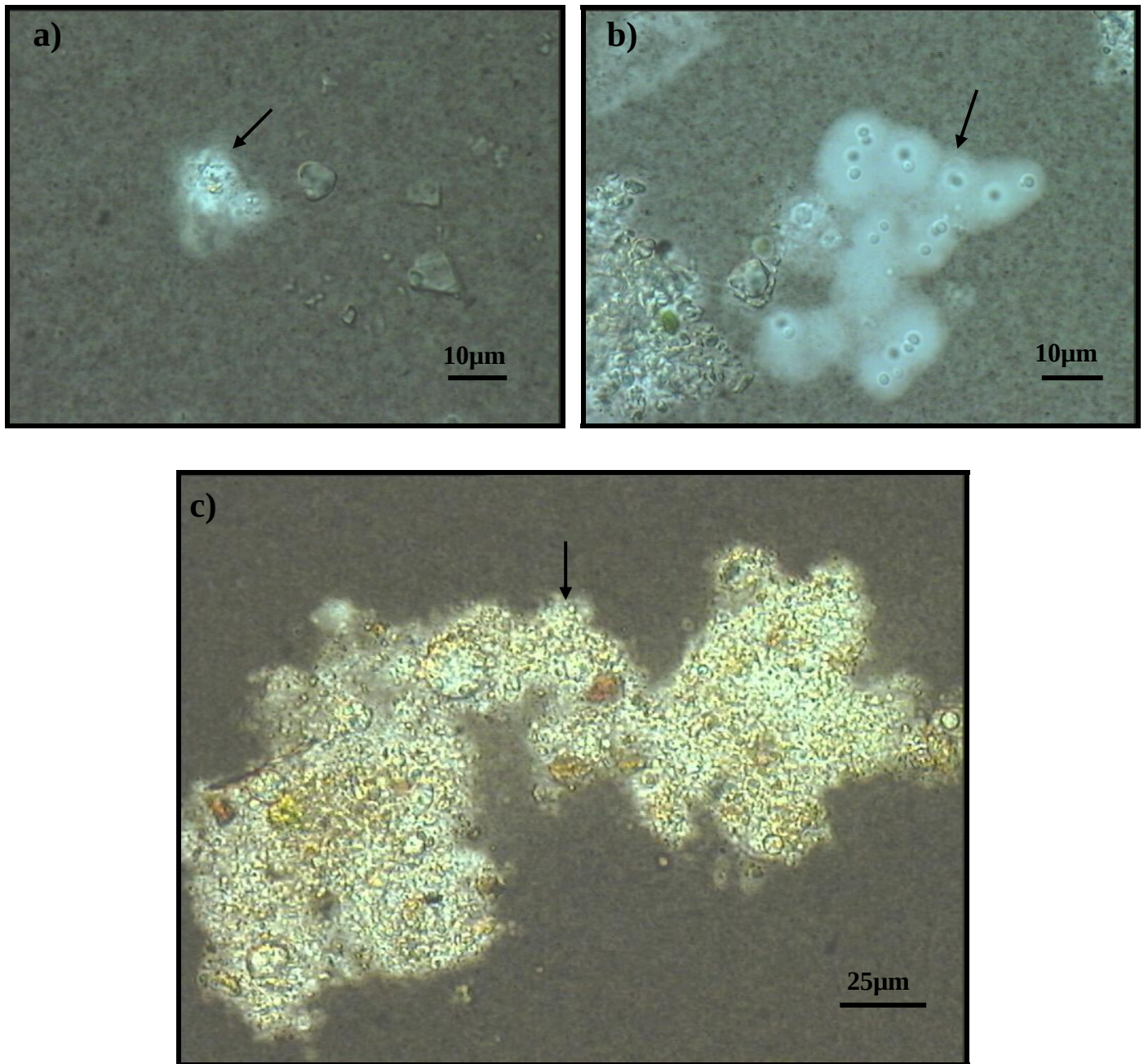


Abbildung 6.8: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Oberflächenbodenproben aus Beet 4 der PKA Merzdorf bei a) Ruhephase vom 07.01.2003 (Mikrokolonie mit EPS - Pfeil - und mineralischen Partikeln), b) normalen Betriebsbedingungen vom 10.07.2002 (Aggregat mit EPS mit Pfeil markiert) und c) kolmatierten Verhältnissen vom 14.08.2002 (Aggregat mit EPS mit Pfeil gekennzeichnet).

6.6 Quantitative EPS-Analyse

Die EPS wurde mit einigen Modifikationen nach der veröffentlichten Methode von FRÖLUND et al. (1996) extrahiert. Diese Methode beruht auf der Destabilisierung der Matrix durch

Ionenaustauscher DOWEX 50x8 (siehe Kap. 4.6). Die Ergebnisse wurden als mg pro g oTS dargestellt, wie es häufig in der Literatur verwendet wird.

In Abb. 6.9 und 6.10 ist die Entwicklung der EPS mit dem Verhältnis ihrer Bestandteile (Mittelwerte aus Quadranten 1, 2, 3 und 4) von Beet 3 bzw. Beet 4 der Anlage Merzdorf zu sehen. In diesen Diagrammen wird jeder einzelne Bestandteil (Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS) entsprechend des Datums in der Säule dargestellt, so dass eine Säule die gesamte EPS-Menge repräsentiert. In den Diagrammen wurde der Huminstoffanteil nur ab dem 18.09.2002 mit berücksichtigt.

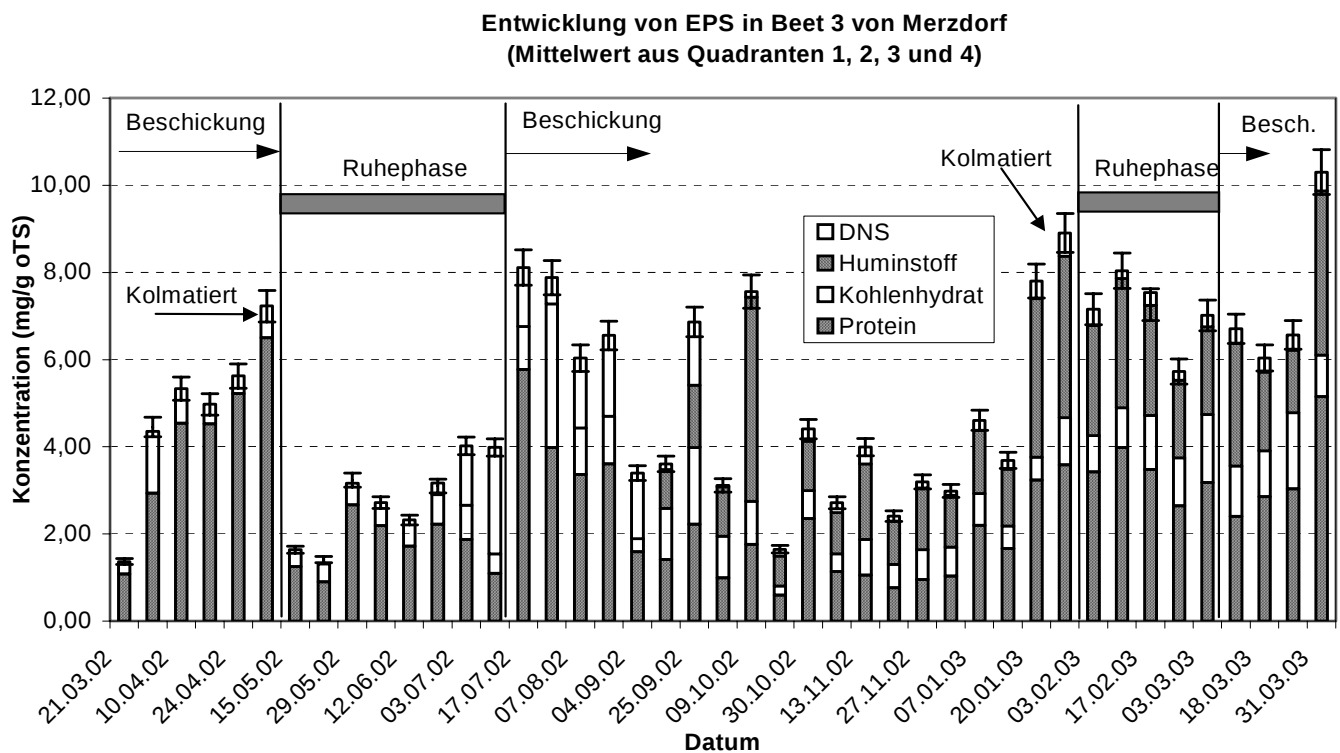


Abbildung 6.9: Entwicklung der EPS in Beet 3, im Bezug auf die Bestandteile Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.

Die gesamten EPS steigen zum Anfang des Betriebs schnell an, ungefähr auf das zweifache in den getesteten Beeten der PKA Merzdorf, was hauptsächlich auf den Anstieg von Protein und Huminstoff zurückzuführen ist. Dieser Wert erreicht an diesem Punkt zwischen 6 und 8 mg EPS/g oTS im Beet 3 und zwischen 3 und 6 mg EPS/g oTS im Beet 4. FLEMMING & WINGENDER (2001) stellten fest, dass die EPS eine hoch hydratisierte Schleimmatrix bildet, die vermutlich als Schwamm-ähnliches Gel aufgebaut ist. Das erklärt vermutlich, warum die EPS nach der Wiederinbetriebnahme schnell Wasser adsorbiert und dazu auch die im Abwasser enthaltenen Proteine und Huminstoffe. Andererseits ist nach einer langen Ruhephase von 6 Monaten im Beet 4 der PKA Merzdorf eine Erhöhung der gesamten

EPS auf das 1,5-fache festzustellen, bis zu $4,7 \pm 0,2$ mg EPS/g oTS. Ein großer Anteil der EPS besteht aus Wasser (mehr als 97% nach SUTHERLAND, 2001), das während der Ruhephase aus der EPS-Matrix ausgetrocknet wird. Je länger diese Phase dauert, desto mehr wird die Biofilmstruktur abgebaut, und desto weniger Wasser wird an EPS gebunden. Somit wurden auch nach einer längeren Ruhephase des Beetes 4 weniger Protein und Huminstoffe in der EPS bei der Wiederinbetriebnahme gemessen. Auch hier hat die Temperatur einen wesentlichen Einfluss. Kälte führt zu einer Verminderung des mikrobiologischen Stoffwechsels, so dass weniger EPS im Biofilm abgebaut wird.

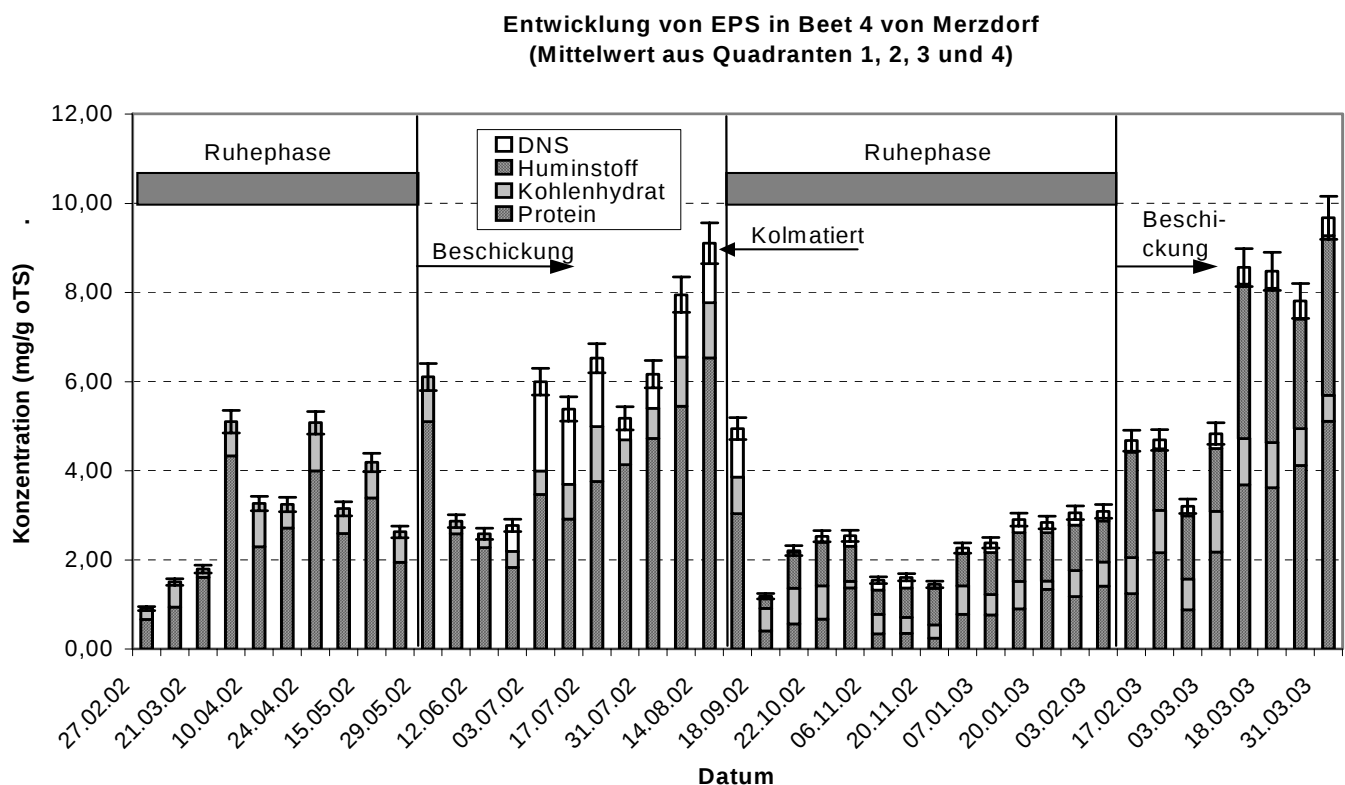


Abbildung 6.10: Entwicklung der EPS in Beet 4 von Merzdorf, im Bezug auf die Bestandteile Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.

Im Laufe des Betriebs kommen die gesamten EPS zu einem einigermaßen konstanten Wert, bis sie wieder ansteigen, um ein Maximum beim kolmatierten Zustand zu erreichen. Beim Beet 3 der PKA Merzdorf wurde am 25.09.2002 und am 09.10.2002 ein großer Anstieg der gesamten EPS ermittelt, jeweils 6,9 und 7,6 mg EPS /g oTS. Im ersten Fall wurde ein DNS-Anteil von 1,5 mg/g oTS bestimmt, so dass eine Kontamination durch intrazelluläre Stoffe nicht auszuschließen ist. Der zweite Fall ist auf den Anstieg von Huminstoffen zurückzuführen, wobei auch der Gehalt der gesamten EPS gestiegen ist. Bis auf diese

Ausnahme waren die Werte der gesamten EPS i. d. R. zwischen 1,7 (am 22.10.2002) und 4,6 (am 07.01.2003) mg EPS/g oTS. Nach den Werten der Tabellen C.1 bis C.4 des Anhangs C wurde ein Mittelwert für die gesamte EPS während der normalen Betriebsbedingung (vom 04.09.2002 bis 14.01.2003) von $3,9 \pm 1,6$ mg EPS/g oTS (Median: 3,5 mg EPS/g oTS) berechnet.

Während der Ruhephase bauen sich die EPS ab, bis das Beet wieder in Betrieb genommen wird. Hier ist anzumerken, dass, je länger die Ruhephase dauert, um so mehr EPS abgebaut wird, so dass auch eine höhere hydraulische Leitfähigkeit am Anfang des Betriebs erreicht wird. Die Temperatur spielt auch hier eine wichtige Rolle.

In der zweiten Ruhephase von Beet 3 der PKA Merzdorf baute sich die EPS-Menge langsamer ab. Nach 6 Wochen hat sich der gesamte EPS-Gehalt um 32% (um 2,9 mg EPS/g oTS) verringert. Das lässt sich durch die Verminderung des Stoffwechsels der Mikroorganismen und durch die niedrigen Temperaturen, bei denen die EPS schwer abgebaut werden, erklären.

Beim Beet 4 der PKA Merzdorf lagen die Werte während der ersten normalen Betriebsbedingung im Vergleich mit den entsprechenden Werten in Beet 3 etwas höher, zwischen 2,6 (am 12.06.2002) und 6,5 (am 17.07.2002) mg EPS/g oTS. Die Berechnung der Werte aus den Tabellen C.5 bis C.8 des Anhangs C liefert einen Mittelwert von $4,9 \pm 1,6$ mg/g oTS (Median: 5,4 mg/g oTS). Auch der DNS-Anteil war dort höher, was auch durch eine Kontamination durch intrazelluläre Stoffe hervorgerufen sein konnte. Aber die Werte nähern sich auch hier an einen einigermaßen konstanten Wert, bis sie sich wieder erhöhen bis zur Kolmation.

Trotz technischer Probleme an der PKA Ließen wurde auch hier eine EPS-Entwicklung im Laufe des Betriebes gemessen. In Abb. 6.11 ist die Entwicklung der EPS mit dem Verhältnis der Bestandteile Protein und Kohlenhydrat (Mittelwerte aus Quadranten 1 und 2) von Beet 1 bzw. Beet 2 der Anlage Ließen dargestellt.

Im Beet 1 trat bis zur Kolmation eine Vermehrung der gesamten EPS um das 5,4-fache (von 2,4 auf 12,9 mg/g oTS) auf. Nach der Außerbetriebnahme fällt dieser Wert auf 3,9 mg/g oTS (um 70%). Nach der Berechnung der Werte aus Tab. C.9 des Anhangs C blieb bis zum Ende der Untersuchung in der PKA Ließen die gesamte EPS-Menge bei einem einigermaßen konstanten Wert, bei $3,2 \pm 1,4$ mg/g oTS (Median: 2,9 mg/g oTS).

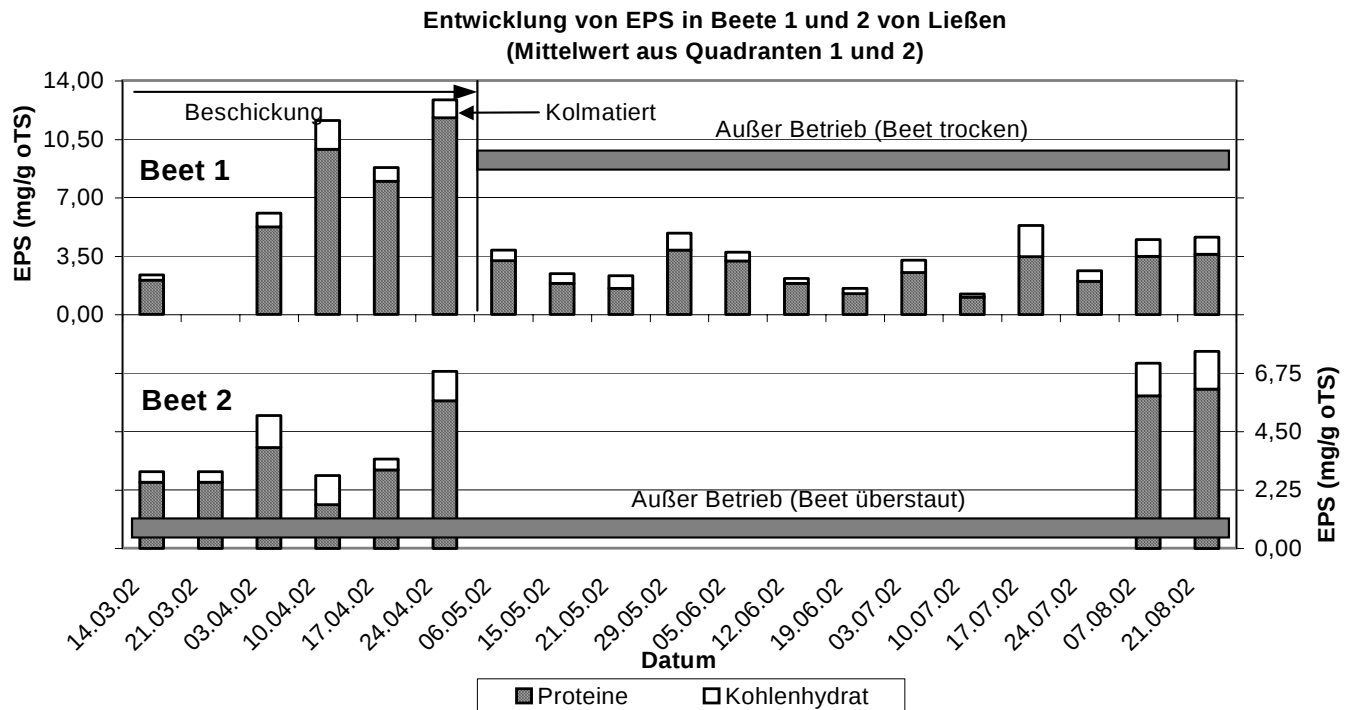


Abbildung 6.11: Entwicklung der EPS in Beeten 1 und 2 von Ließen, im Bezug auf die Bestandteile Protein und Kohlenhydrat. Mittelwert der Quadranten 1 und 2 ist in mg/g oTS dargestellt.

Obwohl das Beet 2 der PKA Ließen außer Betrieb war, wurde auch dort eine EPS-Entwicklung beobachtet. Die Menge der EPS stieg während der Beobachtung um das 2,2-fache. Bei der Beschickung des Beetes 1 wurde überschüssiges Abwasser ins Beet 2 geleitet, was diese Erhöhung der EPS erklärt.

Wegen des überstauten Ablaufschachts war das Beet 2 während der ganzen Messkampagne immer unter Wasser. Nach ca. 3 Monaten wurde wieder eine Oberflächenprobe aus diesem Beet entnommen. Die gemessene EPS-Menge betrug ungefähr 7 mg/g oTS, das ist der gleiche Wert wie vor drei Monaten. Aber seit dem wurde das Beet nicht mehr indirekt durch den Zulauf des Beetes 1 beschickt. Eine Erklärung für die annähernd konstante EPS-Menge liefern FLEMMING & WINGENDER (2001). Nach den Autoren erreichen Biofilme keine unbegrenzte Dicke, sondern es spielt sich ein Gleichgewicht zwischen Neubildung und Ablösung des Biofilms ein (genannt Plateau-Phase). So wird angenommen, das sich durch Schließung des Systems (kein Zulauf bzw. Ablauf) ein Gleichgewicht des Biofilms bei diesem Beet eingestellt hat.

Die gleichen Beobachtungen, die beim kommunalen Abwasser hinsichtlich der Ausbildung der EPS während des Betriebes gemacht wurden, sind auch bei Regenwasser

festzustellen. Die Ergebnisse der Regenwasseruntersuchung sind in der Graphik Abb. 6.12 dargestellt. Allerdings unterscheidet sich der zeitliche Verlauf. Die geringen Nährstoffkonzentrationen im Zulauf führen nach wesentlich längerer Betriebsdauer zur Kolmation. In dieser Zeit hat sich die Biomasse auf der Oberfläche entwickelt und etabliert, so dass ab diesem Zeitpunkt die Entwicklung der EPS zur Kolmation führt.

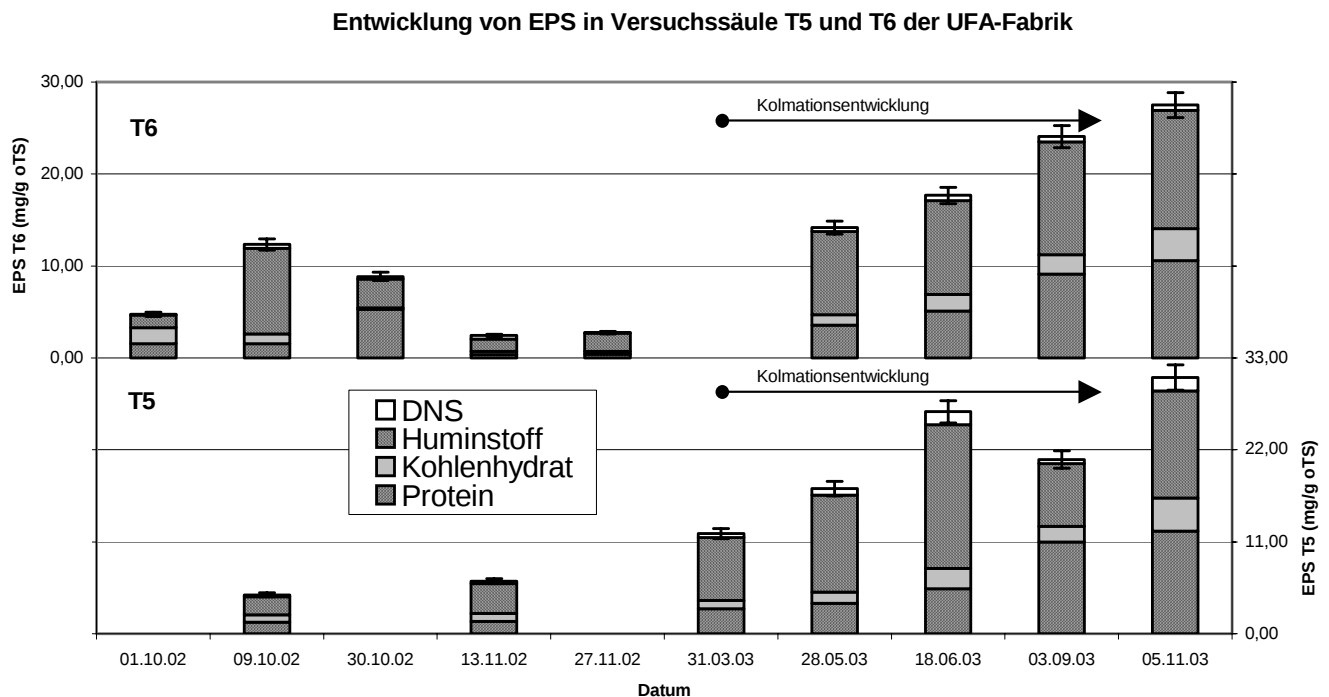


Abbildung 6.12: Entwicklung der EPS in Versuchssäulen T5 und T6 der UFA-Fabrik, im Bezug auf die Bestandteile Protein, Huminstoff, Kohlenhydrat und DNS.

Seit Inbetriebnahme der Säulen lagen die gesamten EPS-Werte zwischen 2,4 (T6, 13.11.2002) und 12,3 mg/g oTS (T6, 09.10.2002). Ab März 2003 begannen in beiden Säulen das Kolmationsphänomen aufzutreten, die sich nicht nur durch die Verminderung der hydraulischen Leitfähigkeit bemerken ließen, sondern auch durch die Bildung einer dunklen Kruste auf der Oberfläche. Die Säulen wurden nicht außer Betrieb genommen, und dadurch wurde der Kolmationseffekt im Laufe der Zeit immer deutlicher.

Bei den kolmatierten Versuchssäulen wurde ca. drei mal mehr EPS ermittelt als in den Pflanzenkläranlagen Ließen und Merzdorf. Bei der kolmatierten Versuchssäule T5 (30,7 mg EPS/g oTS am 05.11.2003) wurde sogar 4,2 mal mehr EPS ermittelt als im kolmatierten Beet 3 der PKA Merzdorf (7,2 mg EPS/g oTS am 06.05.2002). Nach FLEMMING

& WINGENDER (2002) hängt die Zusammensetzung der EPS in Biofilmen nicht nur von den Organismen ab, die den Biofilm bilden, sondern auch von den Nährstoffbedingungen. Die EPS-Produktion scheint eine Antwort der Mikroorganismen auf allgemeine Umweltverhältnisse zu sein.

Generell wird angenommen, dass eine Limitierung von Stickstoff oder Phosphor zu einer vermehrten Produktion von EPS führt. Aber auch die Anwesenheit verschiedener organischer Substrate führt zu Unterschieden in der EPS-Zusammensetzung. In einer Anlage mit ständiger Zuleitung von Abwasser, wie eine VPKA, ist daher zu bemerken, dass die Versorgung von Nährstoff keinen großen Limitierungsfaktor bedeutet, und die Vermehrung der EPS-Produktion im Grunde von der biologischen Aktivität der Mikroorganismen abhängig ist. Aber bei den Regenwasser-Versuchssäulen scheint dieser Faktor eine wesentliche Rolle zu spielen, wie die Ergebnisse dieser Untersuchung zeigen.

Kolmation scheint auch bei den Versuchssäulen ein rein oberflächiges Phänomen zu sein. Die Kolmationsschicht beträgt ca. 1 bis 2 cm. Sie liegt auf der Oberfläche der Bodenmatrix auf, erstreckt sich aber auch sehr gering in deren obersten Bereich.

Die EPS waren im Laufe der Untersuchung in den VPKA sowie in den Regenwasserversuchssäulen sehr heterogen in Bezug auf die untersuchten Bestandteile. SUTHERLAND (2001) erklärte, dass eine einheitliche Zusammensetzung der EPS im Biofilm nur bei im Labor entwickelten reinen Kulturen zu finden ist.

Im Widerspruch zur gängigen Meinung, dass EPS hauptsächlich aus Polysacchariden bestehen, wurden in dieser Arbeit überwiegend Proteine und Huminstoffe aus der EPS-Matrix quantifiziert. Es stärkt die Untersuchungen der Autoren (JAHN & NIELSEN, 1998; ZHANG & FANG, 2001), die Protein als Hauptbestandteil der EPS definierten.

Die Ergebnisse aus der quantitativen Bestimmung der Messkampagnen entsprachen auch den Ergebnissen der mikroskopischen Untersuchungen. Das heißt, je mehr EPS gemessen wurde, desto mehr EPS wurde auch unter dem Mikroskop ermittelt. Die mikroskopischen Aufnahmen in den Abb. 6.4 bis 6.6 und in Abb. 6.8 (s. Kap. 6.5) zeigen die ansteigende EPS-Matrix im Laufe des Betriebs am Beispiel des Beetes 3 der PKA Merzdorf und der Versuchssäulen der UFA-Fabrik. Sie zeigen die Entwicklung der EPS in den drei Zuständen des Betriebs (Ruhephase → normale Betriebsbedingungen → Kolmation).

Bei den Biomasseuntersuchungen von SCHWARZ et al. (2003) in Vertikalfiltern sind die Autoren auch zum gleichen Schluss gekommen. Sie verwendeten DNS als Summenparameter für die Schätzung der mikrobiellen Biomasse bzw. RNS für die Schätzung der Bioaktivität. Dabei fanden sie eine enge Korrelation zwischen Biomassewachstum und Verminderung der hydraulischen Leitfähigkeit. Außerdem stellten sie die Reversibilität der Kolmation fest, wobei nach dem Außerbetriebnehmen und dem Trockenfallen des Bodenfilters die ursprüngliche hydraulische Leitfähigkeit wiederhergestellt wurde. Sie benannten diesen Prozess als „Dekolmation“.

6.6.1 Analyse der Proteine und Huminstoffe im Zusammenhang mit EPS

Nachdem zuvor festgestellt wurde, dass die EPS im wesentlichen aus Proteinen und Huminstoffen bestehen, ist es sinnvoll, diese Parameter getrennt darzustellen.

Die bisher bekannten Methoden zur Proteinbestimmung sind fehlerhaft und durch verschiedene Faktoren beeinflusst. Außerdem lassen sie sich nur zur Abschätzung des Proteingehaltes einsetzen. Aufgrund der schnellen Prozedur und den kleinen Probenmengen stellte sich jedoch das Verfahren von LOWRY et al. (1951) in modifizierter Form für das Ziel dieser Arbeit als vorteilhaft dar. Außerdem wird es am häufigsten in aktuellen Untersuchungen benutzt. In einer zweiten Phase der Arbeit (ab Juni 2002) wurde die Methode von FRØLUND et al. (1995) in den Rechnungen eingesetzt, um die Störung der Proteinbestimmung durch Huminstoffe zu berechnen (siehe Kap. 4.6.1). Die Ergebnisse der Protein- bzw. Huminstoffbestimmung für die Beete 3 und 4 der PKA Merzdorf sind in der Graphik Abb. 6.13 dargestellt.

Am Anfang des Betriebes steigt die Proteinkonzentration in allen getesteten Beeten und deren einzelnen Quadranten deutlich an, ungefähr auf das 1,5-fache. Nach der ersten Ruhephase beider Beete der PKA Merzdorf war der Anstieg dieser Werte noch deutlicher, er betrug das 2,6-fache im Beet 4 und das 5,2-fache im Beet 3. Das ist auf die Störung durch Huminstoff zurückzuführen, dessen Einfluss in diesem Stand der Forschung noch nicht berechnet wurde. Die Proteine und Huminstoffe müssen zu diesem Zeitpunkt hauptsächlich aus dem Zulauf in die EPS eingelagert werden. Sie können dabei entweder von der Biomasse freigesetzt werden oder aus dem kommunalen Abwasser stammen.

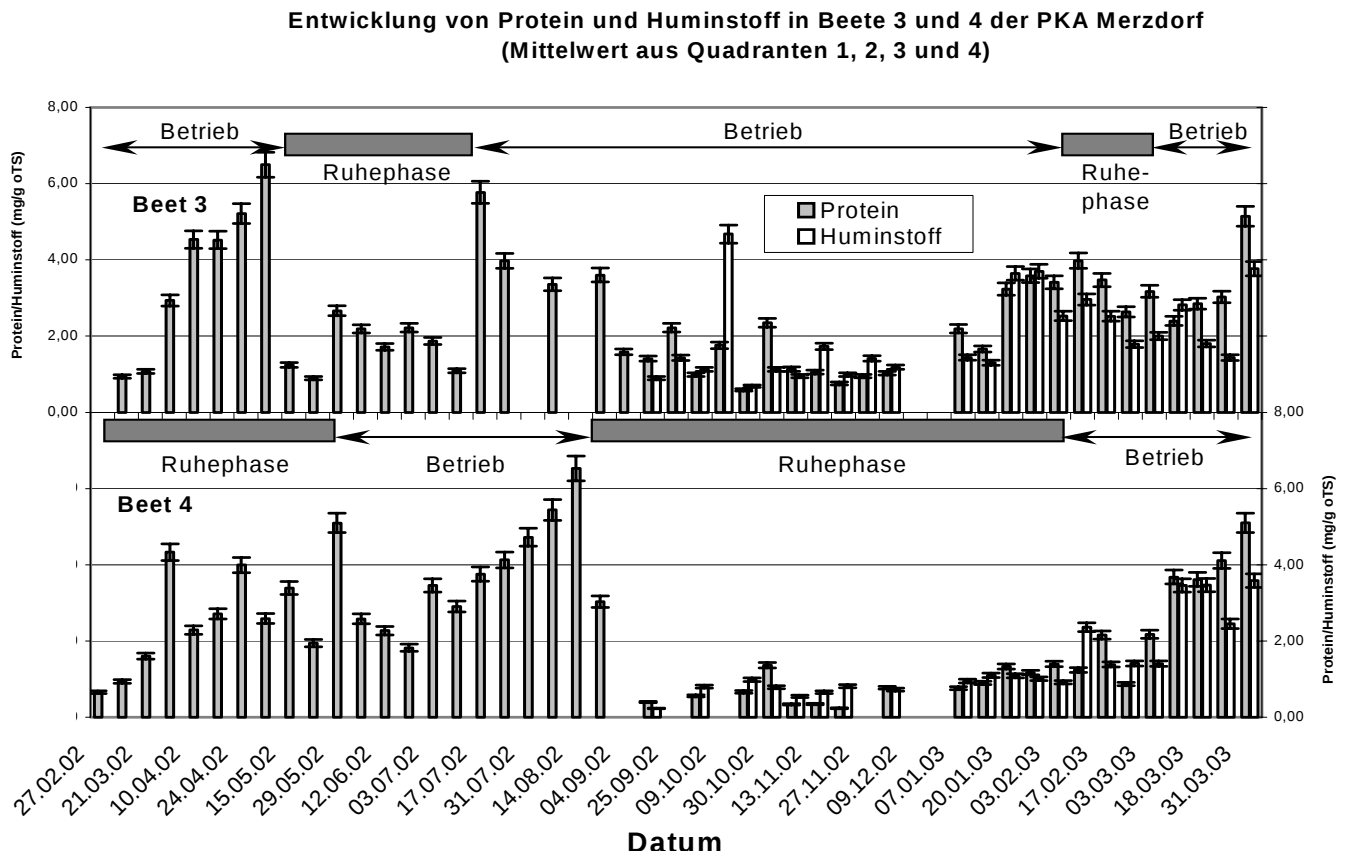


Abbildung 6.13: Entwicklung des Proteins und Huminstoffes in den Beeten 3 und 4 der PKA Merzdorf. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.

Mehr als 45 % des gesamten Zellproteins sind nach FLEMMING & WINGENDER (2002) in der EPS enthalten. Aber welche Rolle diese Proteine dort spielen, ist noch nicht ganz geklärt. Sicher ist für FRØLUND et al. (1995), dass ein gewisser Anteil davon aus extrazellulären Enzymen besteht. Der Autor ergänzt noch, dass die Anwesenheit von verschiedenen enzymatischen Aktivitäten dazu führt, dass sich die Interaktionen zwischen den EPS-Komponenten ständig verändern.

Der Verlauf der Werte in der Graphik in Abb. 6.13 pegelt sich während des Betriebs durch den Abbau aller biologisch verfügbaren Stoffe relativ schnell auf einen annähernd konstanten Wert ein: auf $1,4 \pm 0,6$ mg Prot/g oTS (Median: 1,1 mg Prot/g oTS) im Beet 3 und auf $2,5 \pm 1,2$ mg Prot/g oTS (Median: 2,2 mg Prot/g oTS) im Beet 4 (zweite Inbetriebnahme). Diese Werte wurden nach Tab. C.1 bis C.8 des Anhangs C berechnet. Erst mit Beginn der Kolmation steigt die Konzentration von Proteinen in der EPS-Matrix wieder deutlich an, und sie erreicht in den Beeten einen Wert von ca. 5 mg/g oTS.

Nachdem die Beete aus dem Betrieb genommen wurden, sank dieser Anteil wieder und erreichte während der Ruhephase einen einigermaßen konstanten Wert. Für das Beet 4 der PKA Merzdorf wurde ein Mittelwert von $0,8 \pm 0,4$ mg Prot/g oTS (Median: 0,8 mg Prot/g oTS) bestimmt, für die Dauer der Ruhephase von 6 Monaten. Für die beiden untersuchten Ruhephasen des Beetes 3 konnte kein Mittelwert ermittelt werden, weil die Werte während der gesamten Phase abnahmen.

Im Beet 1 der PKA Ließen hat sich der Anteil an Protein bis zur Kolmation von 2,6 auf 11,8 mg /g oTS (um das 4,5-fache) erhöht (Abb. 6.11). In den Versuchssäulen der UFA-Fabrik (Abb. 6.12) wurde eine Erhöhung um das 3-fache in T6 (von 3,5 auf 10,6 mg/g oTS) bzw. 4-fache in T5 (von 3,0 auf 12,3 mg/g oTS) festgestellt. Das Protein hatte auch hier einen wesentlichen Einfluss auf die EPS-Bildung und damit auf die Kolmation.

LIU & FANG (2002) merkten an, dass die EPS einen hohen Gehalt an Huminstoffen haben können, welche ein Bestandteilschlüssel der Matrix sind. Deshalb sollte dieser Parameter nicht unterschätzen werden. Im Rahmen dieser Arbeit wurde auch eine größere Menge an Huminstoff gemessen, und dieser hat oft sogar den Proteinanteil überschritten.

Die Anreicherung an Huminstoff hat sich im Laufe des Betriebes (ab Inbetriebnahme bis zur Kolmation) ähnlich wie die Anreicherung an Protein entwickelt (bis auf das 4-fache in Beet 3). Während der normalen Betriebsbedingungen (vor der Kolmation) blieben die Ergebnisse bei einem konstanten Wert von $1,2 \pm 0,3$ mg/g oTS (Median: 1,2 mg/g oTS) im Beet 3 bzw. $1,7 \pm 0,5$ mg/g oTS (Median: 1,4 mg/g oTS) im Beet 4 der PKA Merzdorf. Einmalig (am 09.10.2002) wurde der Wert 4,7 mg/g oTS erreicht, der bei der Berechnung des Mittelwerts vernachlässigt wurde.

Sofern die Kolmation auftrat, erhöhte sich der Huminstoffanteil langsamer als der des Proteins, und konnte jeweils bis zu 3,8 mg/g oTS (Beet 3 der PKA Merzdorf) erreichen.

Bei den Versuchssäulen der UFA-Fabrik stieg die Huminstoffmenge ungefähr auf das 6-fache in beiden Säulen und hat immer die Menge des Anteils an Protein überschritten (Abb. 6.12).

JAHN & NIELSEN (1998) haben auch bei ihrer Untersuchung von Biofilmen einen hohen Anteil an Proteinen und Huminstoffen gefunden. Obwohl das Protein normalerweise die höchste Fraktion des Biofilms war, haben die Huminstoffe diesen Anteil oft überschritten.

Sie repräsentieren die inerten bzw. nicht biologisch abbaubaren Stoffe im kommunalen Abwasser. Die o. g. Autoren beschrieben allgemein die Huminstoffe als Polyelektrolyte, die hydrophobe Eigenschaften aufweisen. Sie sind aus dem Abwasser adsorbiert und nur im EPS-Anteil zu finden. Die Schwankungen der Menge der Huminstoffe in extrahierter EPS zeigen normalerweise die Unterschiede zwischen hydrophoben und hydrophilen Eigenschaften an.

Es wurde kein direktes Verhältnis zwischen Proteinen und Huminstoffen in der EPS-Matrix ermittelt. Auf der einen Seite kann daher darauf geschlossen werden, dass sich in einem kommunalen Abwasser die Proteine und Huminstoffe bei der EPS-Zusammensetzung unabhängig voneinander bilden. Auf der anderen wird die LOWRY-Methode durch diverse Störungsfaktoren beeinflusst, wie in Kap. 4.6.1 beschrieben wurde. Deswegen kann auch daraus folgen, dass eine Störung möglicherweise die Bestimmung der beiden Parameter beeinflusst hat.

6.6.2 Analyse der Kohlenhydrate im Zusammenhang mit EPS

Der Kohlenhydratanteil stellt bislang den am besten untersuchten Anteil der EPS-Zusammensetzung dar (FLEMMING & WINGENDER, 2002). Laut verschiedener Autoren besteht die EPS hauptsächlich aus Polysacchariden (siehe Kapitel 2.4), was aber nach eigenen Untersuchungen nicht zutrifft.

Für die Bestimmung der Kohlenhydrate wurde in dieser Untersuchung die Methode mit Schwefelsäure und Anthron-Lösung eingesetzt (s. Kap. 4.6.2). Die Analyse der einzelnen Monomere wurde nicht durchgeführt, sondern es wurde nur die Gesamtheit der Polysaccharide bestimmt und deren Zusammenhang mit der EPS.

Der Anteil der Kohlenhydrate an den EPS war meistens gering und stieg im Laufe des Betriebs nur langsam an bzw. blieb auf einem konstanten Wert. (Das entspricht nicht der Meinung, dass EPS hauptsächlich aus Polysacchariden besteht – Siehe Kap. 2.4). Eine Ursache dafür ist möglicherweise, dass Bakterien bevorzugt Zuckermolekülen als Energiequellen verwenden. Das könnte auch bedeuten, dass die Kohlenhydrate schwieriger als Proteine und Huminstoffe zu extrahieren waren. Eine Störung der Bestimmungsmethode ist hier ausgeschlossen, weil sich das Verfahren als sehr spezifisch erwiesen hat. Die Ergebnisse der Kohlenhydratbestimmung für die Beete 3 und 4 der PKA Merzdorf sind in der Graphik Abb. 6.14 dargestellt.

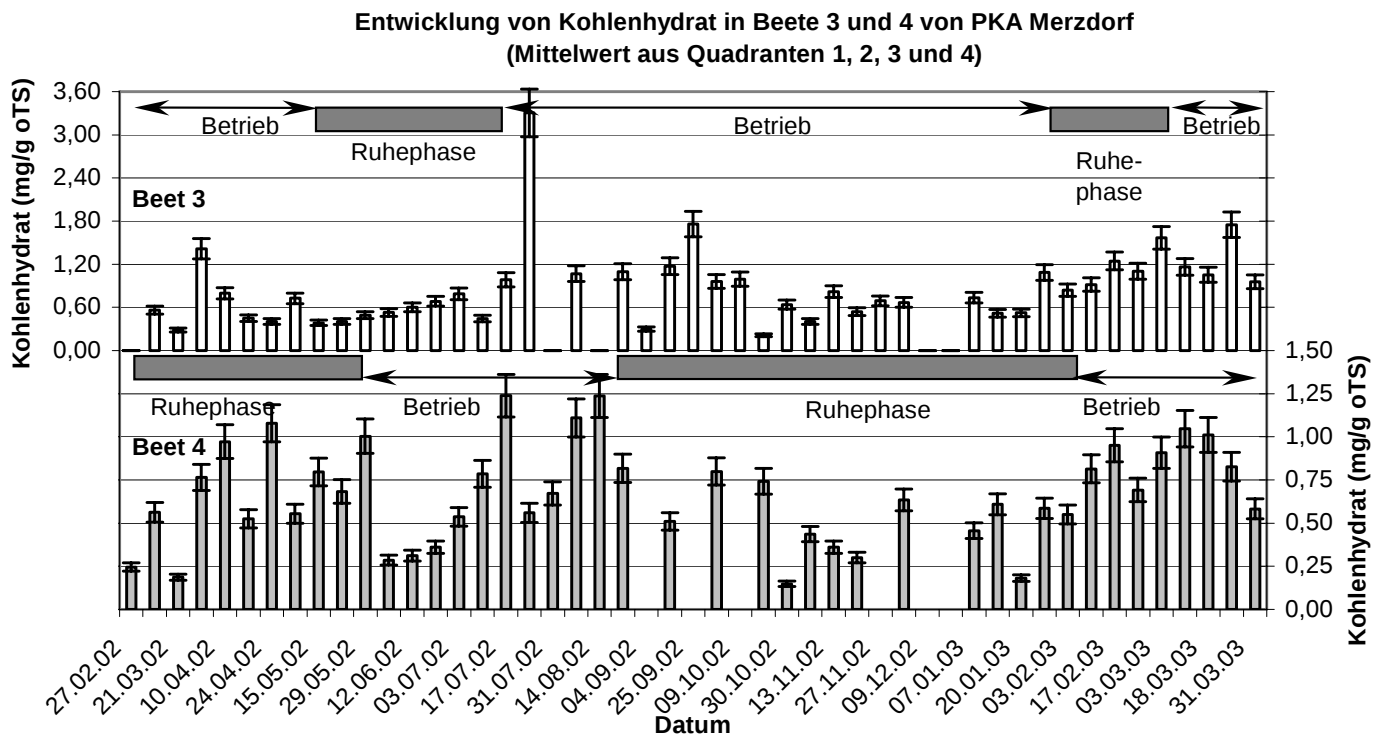


Abbildung 6.14: Entwicklung des Kohlenhydrates in den Beeten 3 und 4 der PKA Merzdorf. Mittelwert der Quadranten 1, 2, 3 und 4 ist in mg/g oTS dargestellt.

Am Anfang des Betriebs stieg der Anteil der Kohlenhydrate nicht in dem Maße an, wie es bei Proteinen und Huminstoffen beobachtet wurde. Nach beiden Inbetriebnahmen des Beetes 4 der PKA Merzdorf wurde eine Erhöhung um das 1,5-fache (von 0,7 auf 1,0 mg/g oTS bzw. von 0,6 auf 0,8 mg/g oTS) ermittelt. Beim Beet 3 wurde eine Erhöhung nach der ersten Inbetriebnahme um das 2,2-fache (von 0,5 auf 1,0 mg/g oTS) festgestellt. Andererseits wurde nach der zweiten Inbetriebnahme eine Verminderung um 26% des Kohlenhydratgehaltes ermittelt (von 1,6 auf 1,2 mg/g oTS). Dementsprechend ist hier die Adsorption von Polysacchariden aus dem kommunalen Abwasser, wie von JAHN & NIELSEN (1998) beschrieben wurde, vermutlich nicht aufgetreten.

Im Laufe des Betriebes blieben die Werte einigermaßen konstant. Nach Berechnung der Werte der Tabellen C.1 bis C.8 betrugen sie $0,8 \pm 0,4$ mg/g oTS (Median: 0,7 mg/g oTS) in Beet 3 und $0,9 \pm 0,2$ mg/g oTS (Median: 0,9 mg/g oTS) in zweiter Betriebsphase des Beetes 4. Bei den kolmatierten Beeten wurde keine deutliche Erhöhung des Kohlenhydratanteils ermittelt, so dass dieser Parameter als wesentlicher Einfluss auf die

Kolmation durch EPS-Bildung im Gegensatz zu Proteinen und Huminstoffen (Siehe Abb. 6.10, Kap. 6.6) ausgeschlossen werden konnte.

Das Verhältnis zwischen Proteinen und Kohlenhydraten ist nach SHIN et al. (2001) wesentlich für die Bildung der mikrobiologischen Flocken, sowohl unter aeroben als auch unter anaeroben Bedingungen. ZHANG et al. (1998) sagten, dass ein stabiles Verhältnis Protein/Kohlenhydrat ein Gleichgewicht der EPS im Biofilm impliziert. Es wurde im Rahmen dieser Arbeit keine Korrelation zwischen Protein und Kohlenhydrat in den untersuchten Pflanzenkläranlagen gefunden. Die Tabelle 6.2 stellt die Ergebnisse für die PKA und Versuchssäulen vor. Diese Ergebnisse lassen sich auf die Komplexität dieses Abwassersystems zurückführen.

Die Verbindung des Biofilms mit den mineralischen Partikeln des Bodens kann nach VANDEVIVERE & KIRCHMAN (1993) die Produktion von Polysacchariden stimulieren. Sogar schon kleine Mengen von EPS aus planktonischen Zellen erlauben die Verbindung mit den mineralischen Partikeln. Auf der anderen Seite zeigte SUTHERLAND (2001), dass die EPS-Produktion eigentlich nach der Verbindung stattfindet, das heißt, die EPS waren nicht notwendig zur anfänglichen Adhäsion an die inerten Partikel. Der Autor schloss daraus, dass die Polysaccharide wichtiger zur Bildung der EPS-Struktur als zur anfänglichen Adhäsion sind, und dass sie eine wichtige Rolle beim Erhalten der Stabilität des Biofilms bzw. der Flocken spielen. Daraus lässt sich ableiten, dass der Betrieb eines Vertikalfilters die Menge der Proteine und Polysaccharide beeinflusst, nicht jedoch deren Zusammensetzung. Die Ergebnisse dieser Untersuchung zeigten auch, dass trotz geringer Veränderung des Kohlenhydratgehalts die Anheftung (Adhäsion) des Biofilms an das Substratum stattgefunden hat.

Tabelle 6.2: Verhältnis zwischen Protein und Kohlenhydrat in den PKA Merzdorf und Ließen, sowie in den Versuchssäulen der UFA-Fabrik (Werte in mg/g oTS).

Probe	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert
Merzdorf Beet 3	3,48 ± 2,43	2,83	12,92 / 1,03
Merzdorf Beet 4	3,65 ± 3,25	3,12	15,68 / 0,02
Ließen Beet 1	4,84 ± 2,54	3,85	11,08 / 1,18
Ließen Beet 2	4,29 ± 2,18	4,71	7,20 / 0,65
UFA Säule T5	2,85 ± 1,49	2,67	5,92 / 1,55
UFA Säule T6	2,25 ± 1,26	2,13	4,37 / 0,90

6.6.3 Analyse der Desoxyribo-Nuklein-Säure (DNS) im Zusammenhang mit EPS

Die DNS wurde in dieser Arbeit mittels DAPI-Lösung untersucht, wie es BRUNK et al. (1979) dargestellt haben (s. Kap. 4.6.3).

Nach LIU & FANG (2002) enthält die EPS normalerweise kleine Mengen an DNS, die hauptsächlich aus toten Zellen nach der Lyse stammten. Eine größere Menge an DNS kann einen wichtigen Hinweis auf die Zerstörung von Zellen während des Extraktionsverfahrens bedeuten. Bei dieser Untersuchung blieb der DNS-Anteil im Verlauf des Kurvenwertes bei einem einigermaßen konstanten, geringen Wert (s. Tab. 6.3), so dass eine wesentliche Störung beim Extraktionsverfahren durch intrazelluläre Stoffe auszuschließen ist.

Tabelle 6.3: Desoxyribo-Nuklein-Säure (DNS) in der PKA Merzdorf bzw. in der Versuchssäule in der UFA-Fabrik. (Werte in mg/g oTS).

Probe	Mittelwert	Median	Maximaler / Minimaler Wert
Merzdorf Beet 3	0,26 ± 0,13	0,23	0,54 / 0,04
Merzdorf Beet 4	0,52 ± 0,52	0,28	2,00 / 0,03
UFA Säule T5	2,85 ± 1,49	2,67	5,92 / 1,55
UFA Säule T6	2,25 ± 1,26	2,13	4,37 / 0,90

Die DNS kann laut PALMGREN & NIELSEN (1996) einen Einfluss auf die Zusammensetzung und Stabilität der Biomasse haben. Die Autoren ergänzen, dass es nur wenige Untersuchungsmöglichkeiten gibt, um DNS in einem Biofilm als extra- oder intrazellulär zu klassifizieren. Hier wurde der gemessene Anteil an DNS erst einmal benutzt, um eine Schätzung der Zelllyse durch die verwendete Extraktion zu bewerten. Dann wurde dieser Anteil als extrazellulärer Stoff berücksichtigt und in die Summe der gesamten EPS zusammengezählt.

Manche Autoren wie SCHWARZ et al. (2003) nutzen die DNS, um die gesamte Biomasse zu schätzen. Jedoch sagten PAUL & DAVID (1989), dass sich die DNS-Menge unabhängig von der Biomasse ansammeln oder zerstreuen kann. Das hatte die Vermutung zur Folge, dass die Bildung der DNS mehr durch physisch-chemische als durch biotische Bedingungen beeinflusst wird. Infolgedessen sollte DNS nicht für direkte Bestimmung von Biomasse in einem Biofilm benutzt werden, wie auch JAHN & NIELSEN (1998) bemerkten. Bei dieser Untersuchung wurde deswegen auf eine weitere Schätzung der Biomasse durch den DNS-Anteil verzichtet.

6.7 EPS- Analyse in verschiedenen Tiefen des Bodenprofils in VPKA

Um die Vermutung, dass es sich bei der Kolmation hauptsächlich um ein Oberflächenphänomen handelt, zu vertiefen, wurden im Rahmen dieser Arbeit auch Proben aus verschiedenen Tiefen des Bodenprofils in der PKA Merzdorf mit einem Pürckhauer entnommen (siehe Kap. 4.3). Auf eine regelmäßige Probenentnahme wurde hier verzichtet, weil diese Prozedur die Durchlässigkeit und Reinigungsleistung des Beetes stark beeinflussen könnte. Deswegen wurde die Ermittlung auch nur punktuell in jeweils einem Quadranten durchgeführt, statt gleichzeitig in allen vier. Wegen der kleinen Oberfläche der Versuchssäulen wurde dort keine EPS-Untersuchung in der Tiefe durchgeführt.

Die Ergebnisse sind als gesamte EPS-Menge in Tab. C.11 des Anhangs C und in Abb. 6.15 dargestellt. Es wurden 4 Tiefen untersucht: an der Oberfläche (0 bis 5 cm), in 30, 50 und 70 cm. Unter den Tagesdaten ist zwischen Klammern die Anzahl der Tage, in denen das Beet außer Betrieb (Ruhephase) bzw. in Betrieb (normale Betriebsbedingungen) war. Da es schwierig war, genau festzustellen, wann die Kolmation auftrat, wurde dort die Anzahl der Tage, in denen das Beet in Betrieb war, eingetragen.

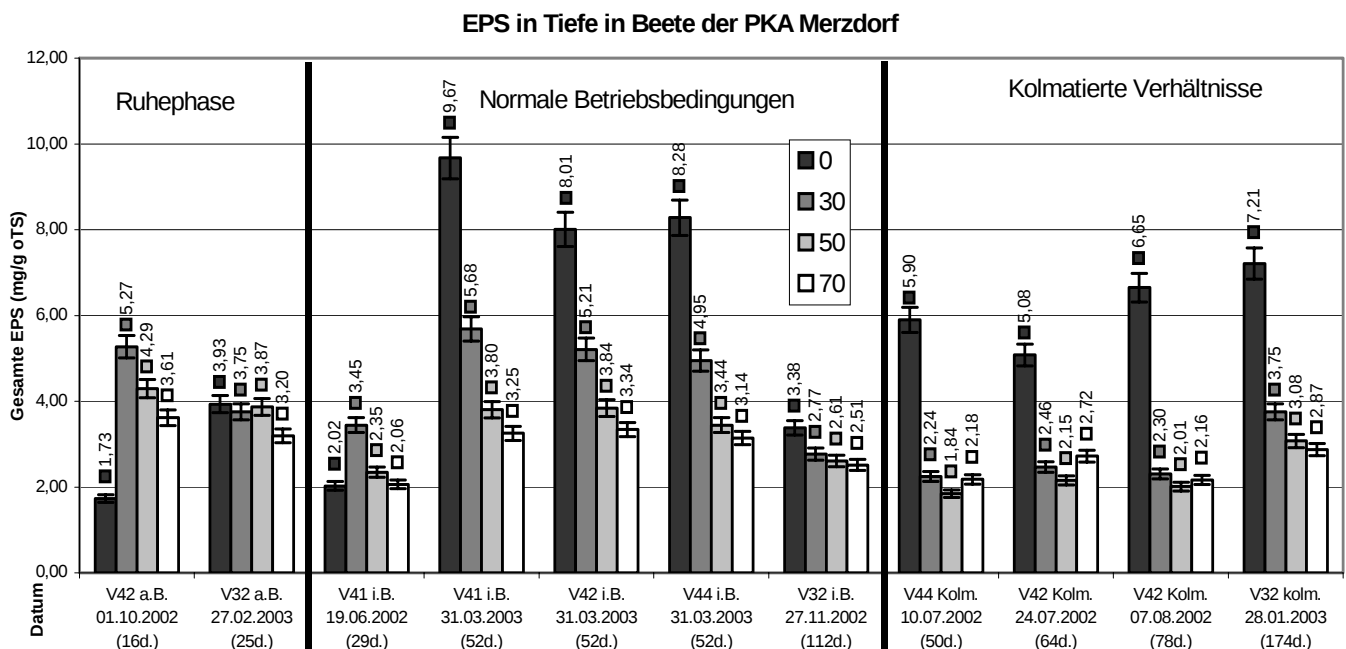


Abbildung 6.15: Gesamte EPS in Tiefe der PKA Merzdorf. Einzelne Werte in Bezug auf den Quadranten in mg/g oTS dargestellt.

Beim Quadrant 2 des Beets 4 wurde in der Ruhephase (am 01.10.2002) eine Verringerung um zwei Drittel zwischen der gesamten EPS an der Oberfläche und der in einer Tiefe von 30 cm ermittelt. Das lässt sich auf den schnellen Abbau des EPS-Anteils an der Oberfläche durch Austrocknung zurückführen, die in der Tiefe verzögert auftritt. Beim Quadrant 2 des Beetes 3 hat sich dieser Unterschied als kleiner erwiesen. Bei dieser Probenentnahme lag eine Eisschicht auf dem Beet, die die Austrocknung derselben erschwerte. Der langsame Abbau der gesamten EPS während dieser Zeit wurde auch bei der Auswertung des Diagramms Abb. 6. 10 (Kap. 6.6) ermittelt.

Die ersten Kolmationsanzeichen im Quadrant 2 des Beetes 4 wurden am 24.07.2002 festgestellt (s. Abb. 6.10, Kap. 6.6). Trotzdem wurde das Beet erst am 14.08.2002 außer Betrieb genommen. Es ist möglich, dass diese weitere Belastung des Beetes ein Eindringen der Mikroorganismen in die Tiefe verursacht hat, und damit eine Erhöhung des EPS-Anteils. Ein Blick auf die EPS-Menge in der Tiefe vor dem 01.10.2002 (bei kolmatierten Verhältnissen) zeigt einen Wert zwischen 2,0 und 2,7 mg/g oTS. Dazu wurde eine Erhöhung auf das 2-fache in den Bodenproben vom 01.10.2002 ermittelt.

Eine spätere Probeanalyse vom 31.03.2003 am Quadrant 2 des Beetes 4 (bei normalen Betriebsbedingungen) zeigte einen geringeren Abbau des EPS-Anteils in der Tiefe im Vergleich mit der Probe vom 01.10.2002 (eine Zwischenzeit von 6 Monaten). Nach dem Eindringen der Organismen in die Tiefe etablierten sie vermutlich dort Kolonien und entwickelten eine Biofilmschicht. Während der Ruhephase sind die unteren Profile des Bodens gegen Austrocknung besser geschützt. Außerdem liefern die EPS trotz Beendigung der Beschickung die notwendigen Nährstoffe und den Schutz für die Kolonie, so dass die Mikroorganismen weiter überleben können. Daher konnte die geringe Veränderung der EPS nach 6 Monaten in der Tiefe bei diesem Quadranten erklärt werden. Ein höherer EPS-Anteil in der Tiefe konnte auch in anderen Quadranten dieses Beetes (am 31.03.2003 bei normalen Bedingungen) nachgewiesen werden. Die gleichen Bemerkungen gelten auch beim Vergleich der Bodenproben vom 19.06.2002 und 31.03.2003 aus Quadrant 1 dieses Beetes.

Es wurden Unterschiede der gemessenen EPS-Menge zwischen den Tiefen des Bodenprofils und während der drei verschiedenen Zustände des Betriebs ermittelt. Die EPS in einer Tiefe von 30 cm wies durch eine leichte Erhöhung im Laufe des Betriebes eine enge Korrelation mit der von der Oberfläche auf. In einer Tiefe von 50 cm wurde auch eine Veränderung festgestellt, aber in einer geringeren Proportion. Bei 70 cm gab es wenig Schwankungen zu bemerken, und die Ergebnisse lagen auf einem einigermaßen konstanten

Wert ($2,8 \pm 0,5$ mg/g oTS, Median: 2,9 mg/g oTS) während der drei Zuständen des Betriebs bzw. in den verschiedenen Beeten.

Bei den Untersuchungen von SCHWARZ et al. (2003) haben die Autoren auch eine Verminderung der Biomasse (in Bezug auf die relative DNS-Konzentration) entlang des Bodenprofils festgestellt. Die Autoren ergänzen noch, dass der Partikelgehalt des Abwassers einen großen Einfluss auf die vertikale Verteilung der Mikroorganismen im Bodenfilter hat. Somit bildete sich bei einem Abwasser, bei dem alle Nährstoffe in gelöster Form vorlagen, die Biomasse über einen weiteren Bereich auch in tieferen Filterschichten. Dieser Aspekt wurde im Rahmen dieser Arbeit nicht durchgeführt.

Zwischen der Oberfläche und der Tiefe von 30 cm des Boden gab es eine deutliche Verminderung festzustellen. Bei normalen Betriebsbedingungen lagen die Unterschiede zwischen 18 % (V32 am 27.11.2002) und 41 % (V41 am 31.03.2003). Noch höher wurde die Differenz bei den kolmatierten Beeten. Sie betrug zwischen 48 % (V32 am 28.01.2002) und 65 % (V42 am 07.08.2002). Hiermit erhärtete sich die Vermutung, dass die Kolmation durch die EPS-Bildung verursacht wird und dass es sich dabei um einen oberflächigen Prozess handelt.

Bei der mikroskopischen Analyse des Bodens in den Tiefenschichten wurde auch eine Verminderung der EPS-Menge festgestellt. Die Abbildung 6.16 zeigt die Fotografien der Bodenproben an der Oberfläche (a), in einer Tiefe von 30 cm (b), 50 cm (c) und 70 cm (d), für den Quadrant 1 des Beetes 4 der PKA Merzdorf. An der Oberfläche wurde viel EPS visualisiert. Das Beet V4 befand sich zu diesem Zeitpunkt am Rande der Kolmation. In einer Tiefe von 30 cm wurden kleine Kolonien mit EPS beobachtet, jeweils weniger als an der Oberfläche. Obwohl auch in einer Tiefe von 50 cm Kolonien beobachtet wurden, hatten diese wenig EPS um sich herum, wie das Foto in Abb. 6.16 darstellt. Am wenigstens wurde EPS in einer Tiefe von 70 cm ermittelt, obwohl auch dort einzelne Mikroorganismen mit EPS beobachtet wurden. Kolonien von Bakterien waren selten in dieser Probe.

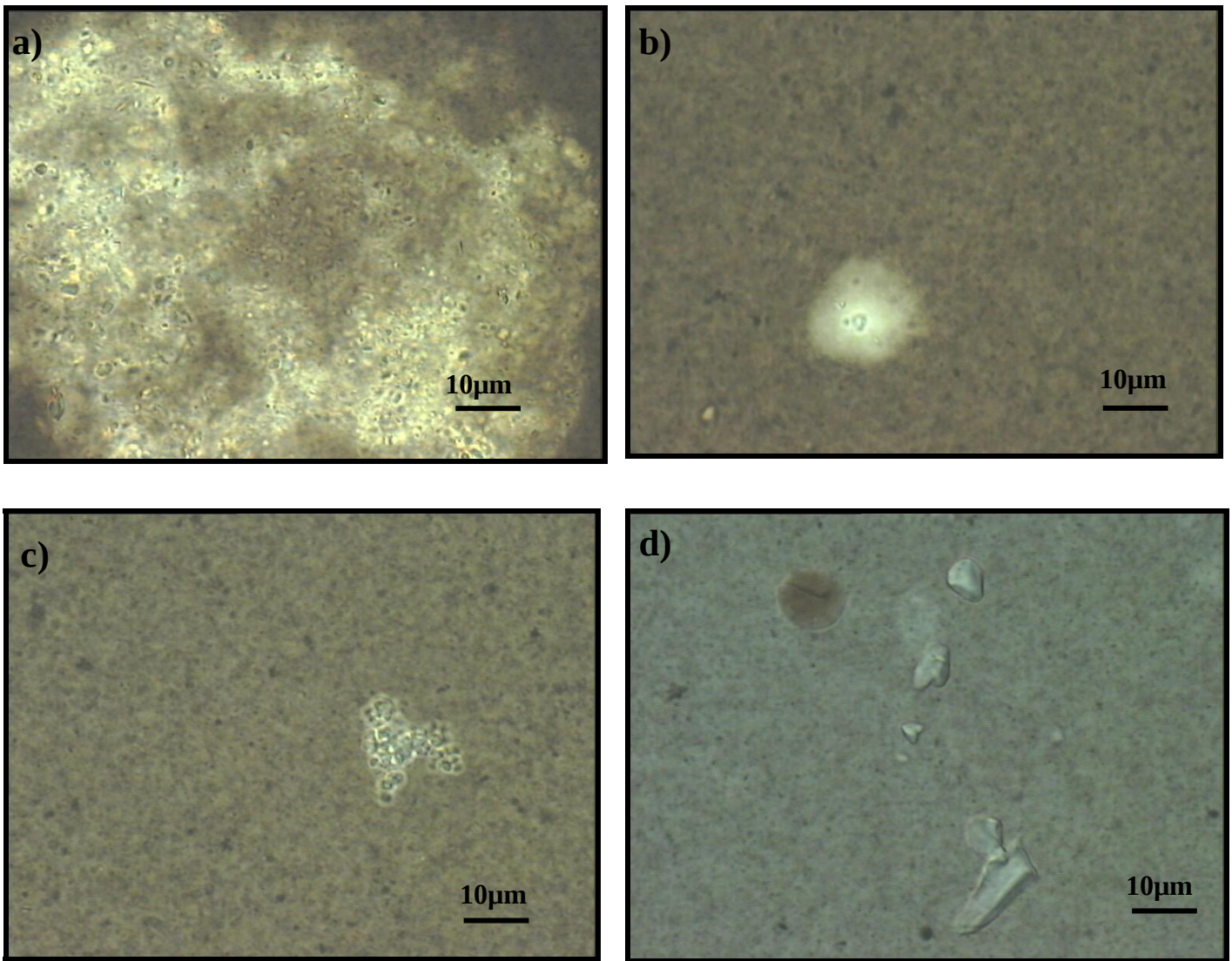


Abbildung 6.16: Verwendung der Tuschemethode zur Visualisierung der EPS-Matrix in Bodenproben aus Beet 4 (Quadrant 1) der PKA Merzdorf an der Oberfläche (a), in einer Tiefe von 30 cm (b), 50 cm (c) und 70 cm (d). Proben vom 31.03.03.

6.8 EPS und Infiltrationsrate

Die Verhältnisse zwischen EPS-Menge und Infiltrationsrate lassen deutlich den wesentlichen Einfluss der durch Mikroorganismen hergestellten EPS auf die Durchlässigkeit des Beetes erkennen (Abb. 6.17 und 6.18). Bei kolmatierten Beeten konnte in der oberen Bodenschicht ein sehr hoher EPS-Gehalt ermittelt werden, der zu einer Verminderung der hydraulischen Leitfähigkeit führte. HIJNEN & KOOIJ (1992) bestätigten, dass die mikrobiologischen Stoffe, die auf dem Sand lagern, eine dauerhafte Verringerung der hydraulischen Leitfähigkeit verursachen.

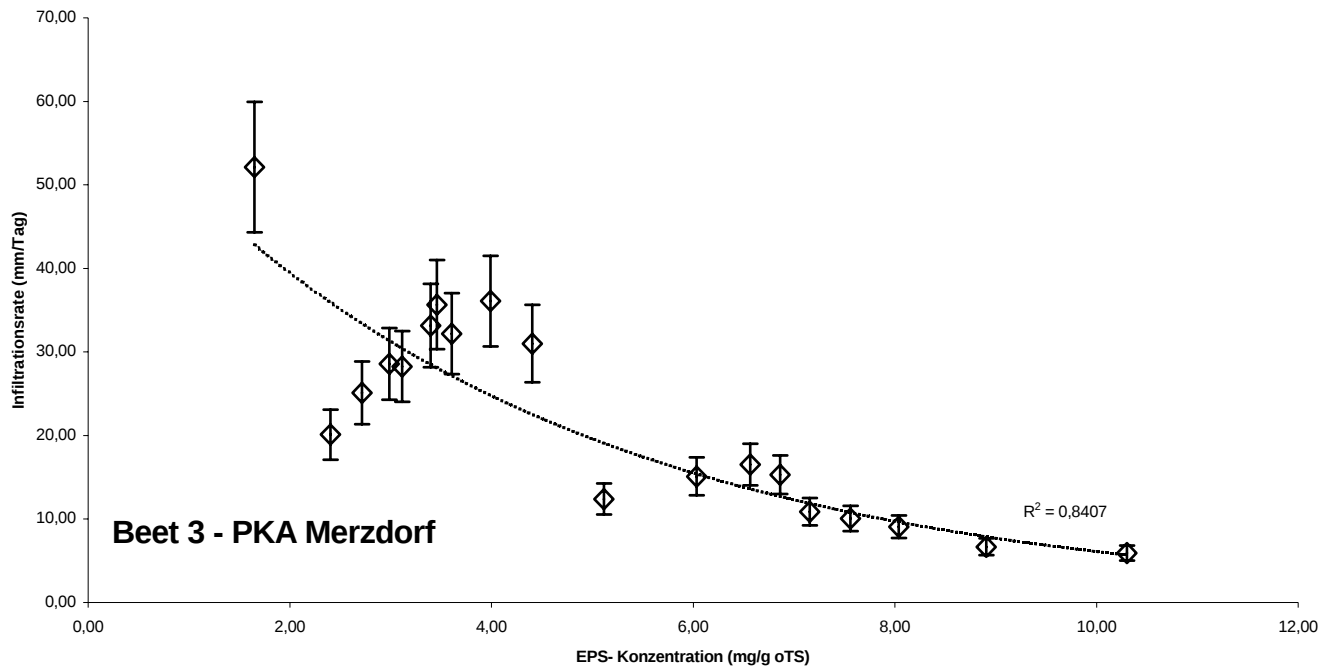


Abbildung 6.17: Verhältnis zwischen der Infiltrationsrate und den durch Mikroorganismen hergestellten EPS in Beet 3 der PKA Merzdorf.

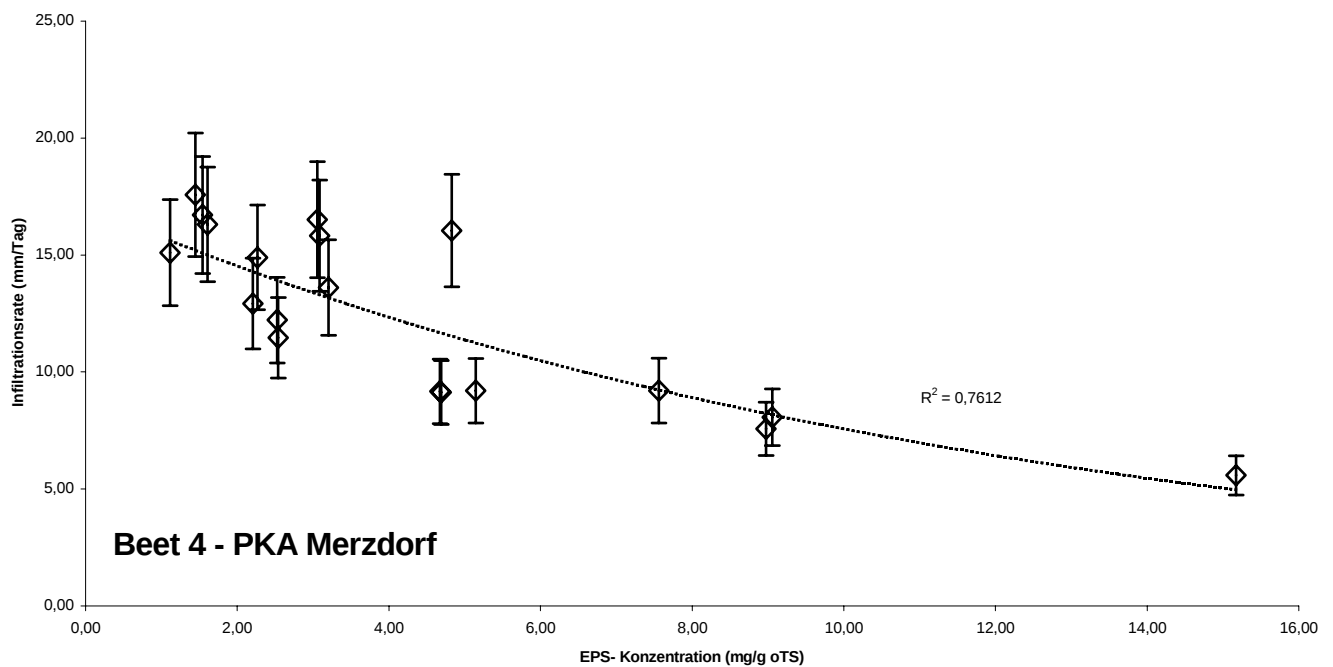


Abbildung 6.18: Verhältnis zwischen der Infiltrationsrate und den durch Mikroorganismen hergestellten EPS in Beet 4 der PKA Merzdorf.

Bei der Untersuchung der Beete sowie der Versuchssäulen war der Niederschlag nicht zu ermitteln. Die elektrische Leitfähigkeit des Zulaufs in der VPKA Merzdorf liegt im Schnitt bei etwa 150 $\mu\text{S}/\text{cm}$, was aber nur geringfügig über den Werten des Niederschlagswassers liegt. In den Abläufen liegt die elektrische Leitfähigkeit sogar etwas höher bei durchschnittlich 200 $\mu\text{S}/\text{cm}$. Da der Messparameter Infiltrationsrate durch Schätzung des gesamten Ablaufs ermittelt wurde (siehe Kap. 4.2), ist zu erwarten, dass die Werte schwanken können.

Die beste Anpassung in Bezug auf den Korrelationskoeffizienten ergibt in den Graphiken eine exponentielle Kurve. Das haben auch SCHWARZ et al. (2003) in ihren Graphiken für die Verhältnisse zwischen Biomassekonzentration und relativer hydraulischer Leitfähigkeit festgestellt. Der errechnete Korrelationskoeffizient R^2 für beide Kurven der Abb. 6.17 und 6.18 ($R^2 = 0,8407$ für Beet 3 und $R^2 = 0,7612$ für Beet 4) war unter mathematischen Gesichtspunkten nicht ausreichend, aber er zeigte eine Tendenz. Eine genauere Bestimmung der Infiltrationsrate in bezug auf alle Einflussfaktoren (Niederschlag, Evaporationsrate, Fremdwasserzufuhr usw.) wäre notwendig, um einen hohen Korrelationskoeffizienten zwischen EPS und Infiltrationsrate zu erhalten.

Die Abbildungen 6.19 und 6.20 stellen die Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe der Zeit (vom 11.09.2002 bis zum 31.03.2003) für die Beete 3 und 4 der PKA Merzdorf dar. Es wurden Trendlinien mit gleitendem Durchschnitt eingefügt, um die Auswertung der Korrelation zwischen EPS-Menge und Infiltrationsrate zu erleichtern.

Es wurde in beiden Diagrammen ein enges Verhältnis zwischen EPS-Menge und Infiltrationsrate ermittelt. Das heißt, je mehr EPS gemessen wurde, desto niedriger war die Infiltrationsrate. Während der beiden Beschickungen des Beetes 3 haben sich die Tendenzlinien komplementär entwickelt, so dass die Verkleinerung der EPS auf die Erhöhung der Infiltrationsrate hindeutet. Auch bei der Wiederinbetriebnahme des Beetes 4 erhöhte sich die Menge der EPS bei gleichzeitiger Verminderung der Infiltrationsrate.

In der Ruhephase des Beetes 3 wurde eine Erhöhung der Infiltrationsrate gegenüber einer Verringerung der EPS-Menge ermittelt. In der langen Ruhephase des Beetes 4, in der sich die EPS an einen einigermaßen konstanten Wert näherte (s. Kap. 6.6), näherte sich auch die Infiltrationsrate an einen konstanten Wert. Nach Außerbetriebnahme und Trockenfallen des Beets (Ruhephase) konnte die ursprüngliche hydraulische Leitfähigkeit in beiden Beeten

wieder erreicht werden, und die gemessene EPS-Menge hat sich verkleinert. Hiermit zeigte die Untersuchung, dass:

- die Kolmation und die damit einher gehende Verringerung der Leitfähigkeit sehr abhängig von der EPS- bzw. Biomasseproduktion ist, die sich am Substrat anlagern und den Porenraum verengen,
- die Reversibilität des Kolmationsprozesses durch Austrocknen der Filter nach einer bestimmten Zeit zu erreichen ist.

Bei den Versuchssäulen der UFA-Fabrik gab es im Laufe der Zeit eine Einschränkung der hydraulischen Durchlässigkeit wegen der Bildung der Kolmationsschicht. Den Betriebswasserverbrauch in der Versuchssäule T6 der UFA-Fabrik ist in Abb. 6.21 dargestellt.

Der Wasserspiegel war gestiegen. Dann wurde eine Probe entnommen, wozu eine kleine Fläche der oberirdischen Biomasse entfernt wurde. Das hatte eine sofortige Erhöhung der Durchlässigkeit zur Folge. Das erklärt auch die Peaks im Diagramm.

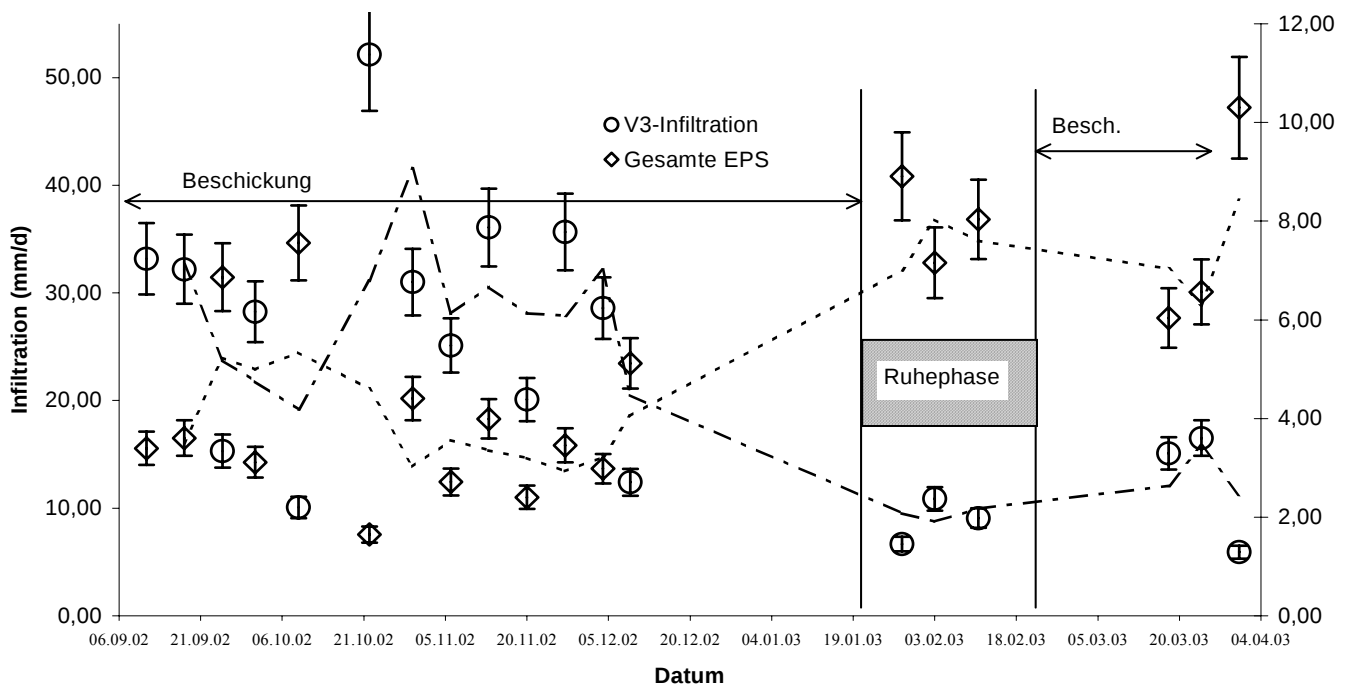


Abbildung 6.19: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes im Beet 3 der PKA Merzdorf.

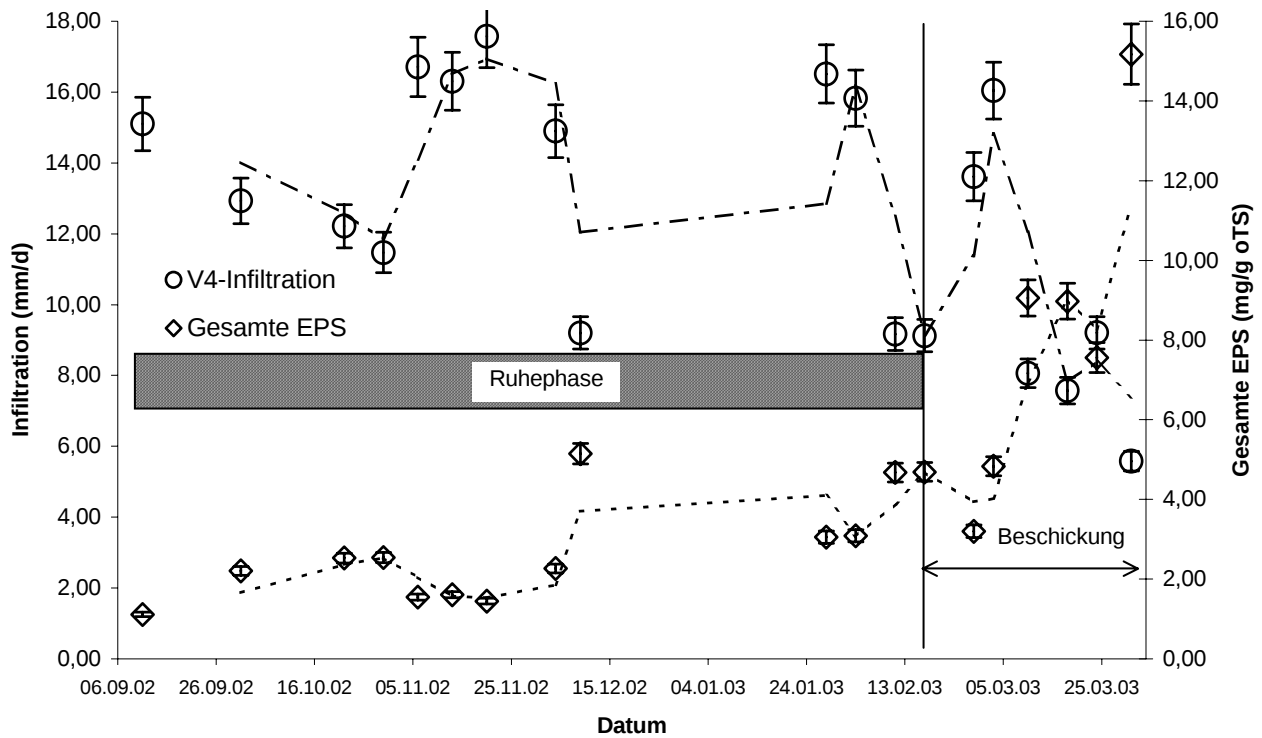


Abbildung 6.20: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes im Beet 4 der PKA Merzdorf.

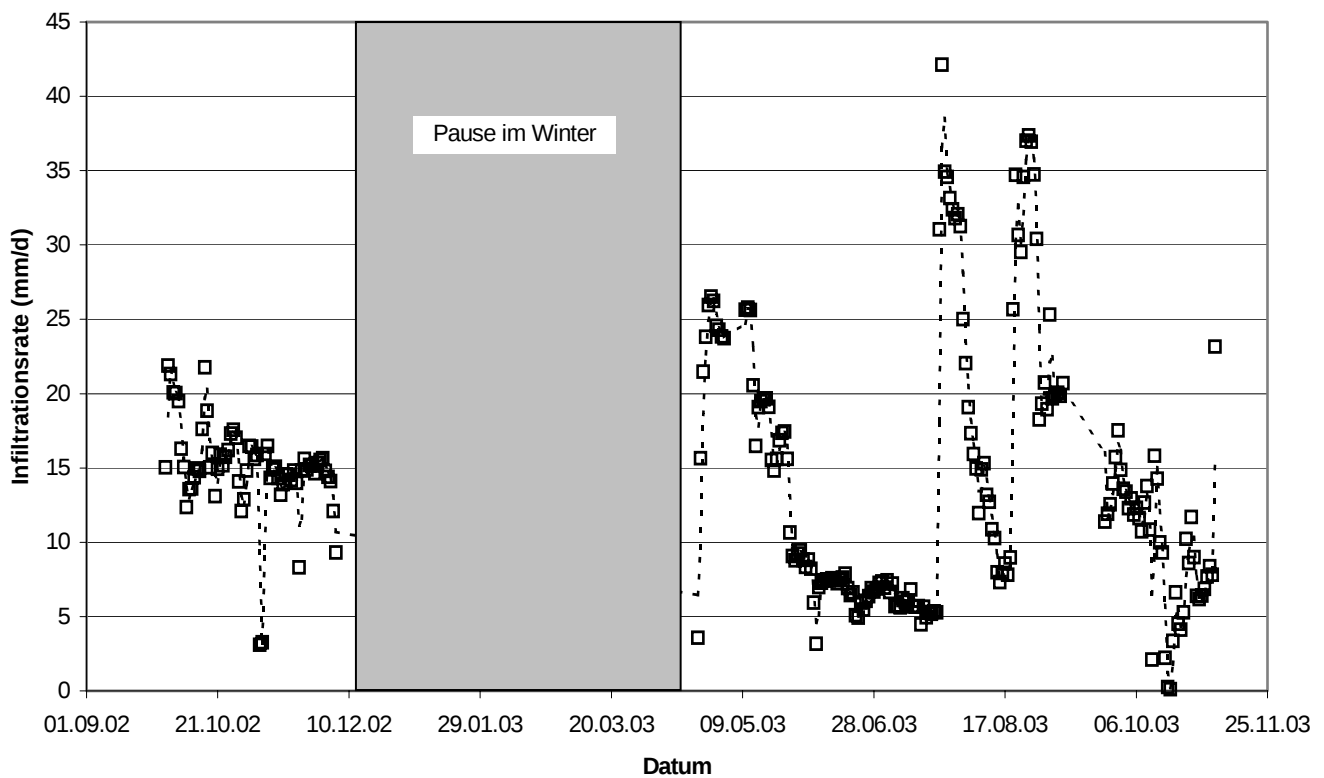


Abbildung 6.21: Betriebswasserverbrauch in der Versuchssäule T6 der UFA-Fabrik im Laufe der Zeit

Ähnlich wie bei der Untersuchung in der PKA wurde eine Verminderung der Infiltrationsrate im Laufe der Zeit gegenüber einer Erhöhung der EPS-Menge ermittelt, wie in Abb. 6.22 und 6.23 dargestellt wird. Vor der Ruhephase im Winter gab es eine Verminderung der Infiltrationsrate in Versuchssäule T6 trotz Verkleinerung der EPS-Menge. Als Erklärung ist zu vermuten, dass die Erhöhung der Viskosität des Wassers wegen der kleinen Temperaturen die Infiltration verhinderte.

Bereits in einem vorangegangenen Forschungsvorhaben war es auch auf der rein mit Regenwasser betriebenen Anlage zu Kolmationserscheinungen gekommen. Dies war ausschlaggebend für die Vermutung, dass aufgrund der sehr geringen AFS-Konzentration im Regenwasser die Ursachen der Kolmation primär woanders zu suchen sein müssen.

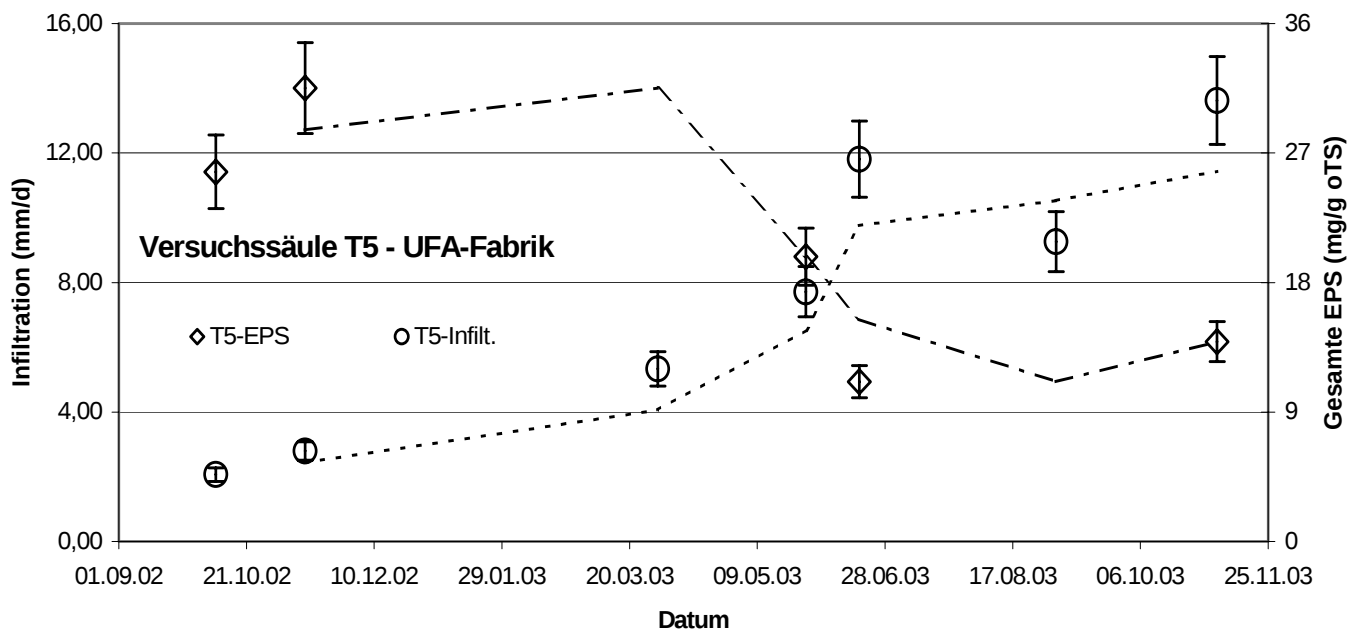


Abbildung 6.22: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes in Versuchssäule T5 der UFA-Fabrik

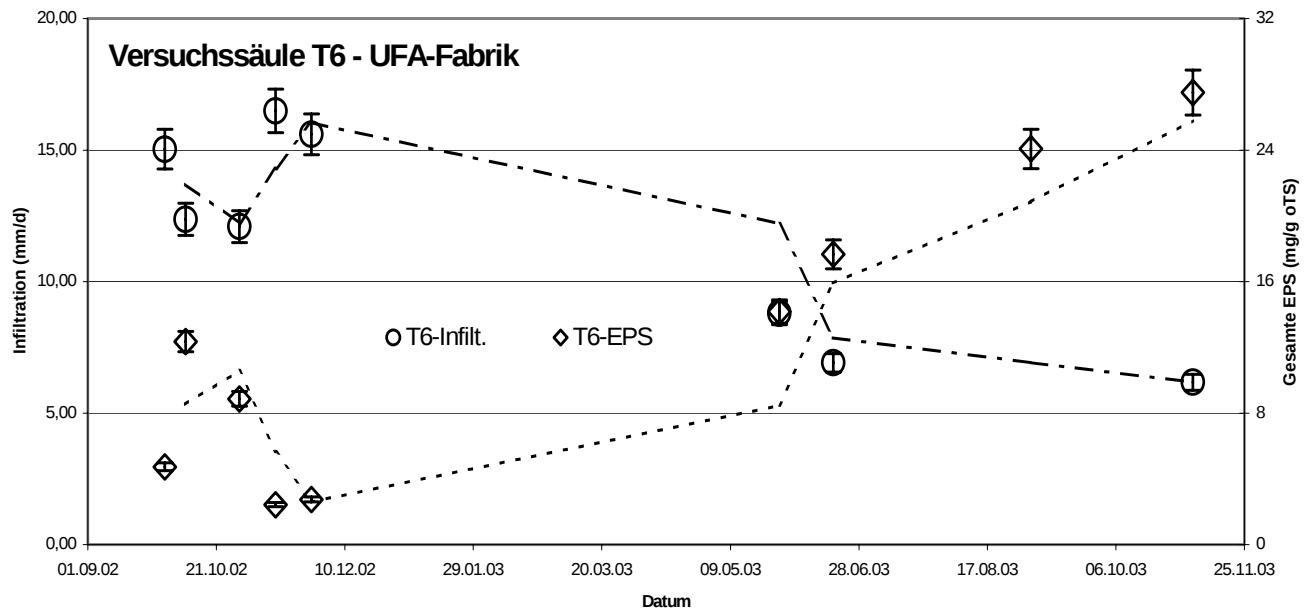


Abbildung 6.23: Entwicklung der EPS und der Infiltrationsrate im Laufe des Betriebes in Versuchssäule T6 der UFA-Fabrik.

7 ZUSAMMENFASSUNG

Im Mittelpunkt dieser Arbeit stand die Frage, welchen Einfluss die durch Mikroorganismen gebildete EPS auf den Betrieb von und vor allem auf die Kolmationserscheinung einer VPKA hat. Dazu wurden Methoden entwickelt, die die EPS-Beobachtung bzw. -Quantifizierung ermöglicht haben.

Es wurden drei Färbemethoden zur EPS- Visualisierung überprüft: Färbung mit Alcian-Blau, Ruthenium-Rot bzw. Tusche. Für die Extraktion von EPS aus dem Biofilm wurden vier Extraktionsmittel getestet: Natriumhydroxid (NaOH), Ethylenglykoltetraessigsäure (EGTA), Formaldehyd-NaOH und Ionenaustauscher. Die besten Ergebnisse wurden mit den Methoden Tusche (EPS-Visualisierung) und Ionenaustauscher (EPS-Extraktion) ermittelt. Der Gehalt an Proteinen, Huminstoff, Kohlenhydraten und DNS wurde in den Probeextrakten gemessen, um einen Vergleich der EPS-Menge zu ermöglichen.

Durch die Untersuchung ist nachgewiesen,

- dass die Kolmation vertikal durchströmter Pflanzenkläranlagen durch das übermäßige Wachstum von Biomasse und vor allem durch EPS-Produktion hervorgerufen wird, und
- dass durch Unterbrechung der Beschickung und anschließender Austrocknung der Beetoberfläche der Biofilm weitgehend zerstört wird und damit die Durchlässigkeit bei erneuter Beschickung erhöht wird. Wird nach dem Verminderung der EPS die Anlage wieder beschickt, setzt erneut eine Biofilmbildung ein.

Die Regenerierung der Anlagen durch eine Unterbrechung der Beschickung und Einhaltung einer Ruhephase hat sich auch im praktischen Betrieb bewährt. In der Regel sollen diese Ruhephasen mehrere Wochen dauern, wobei die Dauer auch von klimatischen Verhältnissen, wie Niederschlag und Temperatur, abhängig ist. Insofern kann es keine feste Regel geben. Entscheidend ist, dass der Biofilm durch Austrocknung zerstört wird.

Bei den mit Regenwasser beschickten Bodensäulen war ebenfalls die EPS-Produktion die Hauptursache der Kolmation. Allerdings dauerte es wegen der deutlich geringeren organischen Belastung erheblich länger, bis eine Kolmation eintrat und die Säulen überstaut waren. Auch in diesem Fall konnte durch die angewandte Färbe- und

Quantifizierungsmethode eine vergleichbare Entwicklung des Biofilms mit EPS nachgewiesen werden.

Ob in anderen Fällen bei einem Regenwasser mit höherem Anteil abfiltrierbarer Stoffe der Filtereffekt eine größere Rolle spielt, ist noch offen. Allerdings zeigen Untersuchungen an anderer Stelle an Regenwasserversickerungsbecken ebenfalls einen deutlichen Einfluss der Biologie, wobei der Nachweis mit anderen Methoden (SCHWARZ et al., 2003) erbracht wurde.

8 LITERATUR

- AMERICAN SOCIETY FOR MICROBIOLOGY (ASM). (1981). Manual of Methods for general bacteriology. Washington, DC, USA.
- ATV. Arbeitsblatt A 262. (Juli, 1998). Grundsätze für Bemessung, Bau und Betrieb von Pflanzenbeeten für kommunales Abwasser bei Ausbaugrößen bis 1000 Einwohnerwerte. St. Augustin: Gesellschaft zur Förderung der Abwassertechnik e. V. (GFA).
- ATV. Hinweisblatt H 262. (Februar, 1989). Behandlung von häuslichem Abwasser in Pflanzenbeeten. St. Augustin: Gesellschaft zur Förderung der Abwassertechnik e. V. (GFA).
- AUST, E. (2001). Abwasserbehandlung – Verfahren der Abwasseraufbereitung. FH Nürnberg.
- AZEREDO, J.; LAZAROVA, V. & OLIVEIRA, R. (1999). Methods to extract exopolymeric matrix from biofilms: A comparative study. Wat. Sci. Tech., **39** (7): 243-250.
- BENSADOUN, A. & WEINSTEIN, D. (1976). Assay of Proteins in the presence of interfering materials. Anal. Biochem., **70**: 241-250.
- BISCHOFBERGER, W. & HEGEMANN, W. (2000). Lexikon der Abwassertechnik. 6. Aufl. Essen: Vulkan-Verl., 828p.
- BLAZEJEWSKI, R. & MURAT-BLAZEJEWSKA, S. (1997). Soil clogging phenomena in constructed wetlands with subsurface flow. Wat. Sci. Tech., **35** (5): 183-188.
- BÖCK, P. (1989). Romeis Mikroskopische Technik. 17. Aufl. Ed. Urban und Schwarzenberg. München. 697p.
- BOUWER, H.; RICE, R. C.; LANCE, J. C. & GILBERT, R. G. (1980). Rapid-infiltration research at Flushing Meadows Project, Arizona. J. Wat. Pollution Control Fed., **52**: 2457-2469.

- BOX, J. D. (1983). Investigation of the folin-ciocalteus phenol reagent for the determination of polyphenolic substances in natural waters. *Wat. Res.*, **17** (5): 511-525.
- BRIX, H. (1994). Functions of macrophytes in constructed wetlands. *Wat. Sci. Tech.*, **29** (4): 71-78.
- BRIX, H. (1996). Do macrophytes play a role in constructed treatment wetlands? *Wat. Sci. Tech.*, **35** (5): 11-17.
- BROWN, M. J. & LESTER, J. N. (1980): Comparison of bacterial extracellular polymer extraction methods. *Appl. Environ. Microbiol.*, **40**: 179-185.
- BRUNK, C. F.; JONES, K. C. & JAMES, T. W. (1979). Assay for nanogram quantities of DNA in cellular homogenates. *Anal. Biochem.*, **92**: 497-500.
- BURA, R.; CHEUNG, M.; LIAO, B.; FINLAYSON, J.; LEE, B. C.; DROPPO, I. G.; LEPPARD, G. G. & LISS, S. N. (1998). Composition of extracellular polymeric substances in the activated sludge floc matrix. *Wat. Sci. Tech.*, **37** (4-5): 325-333.
- CHRISTENSEN, B. E. & CHARACKLIS, W. G. (1990). In: **Biofilms**, W. G. Characklis, K. C. Marshall (Eds.). New York, p. 93-130.
- COOPER, P. (1998). A review of the design and performance of vertical-flow and hybrid reed bed treatment systems. In *Proc. Conferência Internacional sobre Sistemas Wetland para Controle da Poluição da Água*, **6**. Águas de São Pedro, Brasil.
- DE VRIES, J. (1972). Soil infiltration of wastewater effluent and the mechanism of pore clogging. *J. Wat. Pollution Control Fed.*, **44**: 563-573.
- DENNY, P. (1997). Implementation of constructed wetlands in developing countries. *Wat. Sci. Tech.*, **35**(5): 27-34.
- DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG e. V. DIN EN ISO 11732. (März, 1997). Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von Ammoniumstickstoff mit der Fliessanalyse und spektrometrischer Detektion.

- FIGUEROA, L. A. & SILVERSTEIN, J. A. (1989). Ruthenium red adsorption method for measurement of extracellular polysaccharides in sludge flocs. *Biotech. and Bioeng.* **33**: 941-947.
- FLEMMING, H. -C. (1995). Sorption sites in Biofilms. *Wat. Sci. Tech.*, **32**(8): 27-33.
- FLEMMING, H. -C. & WINGENDER, J. (2000). Extrazelluläre polymere Substanzen (EPS) – der Baustoff für Biofilme. *Vom Wasser*, **94**: 245-266.
- FLEMMING, H. -C. & WINGENDER, J. (2001). Biofilme – die bevorzugte Lebensform der Bakterien. *Biologie in unserer Zeit*, **31**(3): 169-180.
- FLEMMING, H. -C. & WINGENDER, J. (2002). Proteine, Polysaccharide... Was Biofilme zusammenhält. *Chemie in unserer Zeit*, **36**(1): 30-42.
- FRØLUND, B.; GRIEBE, T & NIELSEN, P. H. (1995). Enzymatic activity in the activated-sludge floc matrix. *Appl. Microbiol. Biotech.*, **43**: 755-761.
- FRØLUND, B., PALMGREN, R., KEIDING, K. & NIELSEN, P. H. (1996). Extraction of extracellular polymers from activated sludge using a cation exchange resin. *Wat. Res.*, **30**(8): 1749-1758.
- GELLER, G.; KLEYN, K.; LENZ, A.; NETTER, R.; RETTINGER, S & HEGEMANN, W. (1992): Erprobung der Leistungsfähigkeit Bewachsener Bodenfilter zur Abwasserreinigung. Ermittlung von Bemessungsgrundlagen. Endbericht des BMFT – Forschungsvorhabens 02 WA 162/85153/88407. *Freunde der Landschaftsökologie Weihenstephan* (Hrsg.), **7**. München – Weihenstephan.
- GELLER, G. & THUM, R. (1999). Langzeitbetrieb von Pflanzenkläranlagen: Stoffanreicherung und Betriebsstabilität. *Wasser & Boden*, **51**(1-2): 39-43.
- GREEN, M.; FRIEDLER, E.; RUSKOL, Y. & SAFRAI, I. (1997). Investigation of alternative method for nitrification in constructed wetlands. *Wat. Sci. Tech.*, **35**(5): 63-70.
- HABERL, R. (1998). Constructed wetlands: A chance to solve wastewater problems in developing countries. In *Proc. Conferência Internacional sobre Sistemas Wetland para Controle da Poluição da Água*, **6**. Águas de São Pedro, Brasil.

- HABERL, R. (1999). Constructed wetlands: a chance to solve wastewater problems in developing countries. *Wat. Sci. Tech.*, **40**(3): 11-17.
- HAGENDORF, U. (2003). Untersuchungen an bewachsenen Bodenfiltern (Pflanzenkläranlagen) im Langzeitbetrieb. *KA- Abwasser, Abfall*, **50**(8): 1036-1043.
- HEGEMANN, W. (1996). Natural wastewater treatment systems in Germany. In *Proc. Seminário Internacional Tendências no Tratamento Simplificado de Águas Residuárias*. Belo Horizonte: DESA/UFMG: 81-105.
- HIJNEN, W. A. M. & KOOIJ, D. V. (1992). The effect of low concentrations of assimilable organic carbon (AOC) in water on biological clogging of sand beds. *Wat. Res.*, **26**(7): 963-972.
- JAHN, A. & NIELSEN, P. H. (1998). Cell biomass and exopolymer composition in sewer biofilms. *Wat. Sci. Tech.*, **37**(1): 17-24.
- JOHNSON, D. B., GHOURI, M. A. & GINNES, S. (1993). Biogeochemical cycling of iron and sulphur from pyrite mines. *Environ. Poll. Ser.*, **24**: 291-301.
- JORAND, F.; BOUE-BIGNE, F.; BLOCK, J. C. & URBAIN, V. (1998). Hydrophobic/hydrophilic properties of activated sludge exopolymeric substances. *Wat. Sci. Tech.*, **37**: 307-315.
- KADLEC, R. H. & KNIGHT, R. L. (1996). *Treatment wetlands*. New York, London, Tokyo: CRC Press, Lewis Publishers, 893p.
- KANTAWANICHKUL, S., PILAILA, S., TANAPIYAWANICH, W., TIKAMPOMPITTAYA, W. & KAMKRUA, S. (1998). Wastewater treatment by tropical plants in vertical flow constructed wetlands. In *Proc. Conferência Internacional sobre Sistemas Wetland para Controle da Poluição da Água*, **6**. Águas de São Pedro, Brasil.
- KROPF, F. W., HEALY, K. A. & LAAK, R. (1975). Soil clogging in subsurface absorption systems for liquid domestic wastes. *Progress in Wat. Tech.*, **7**(3-4): 767-774.

- KUNST, S. & FLASCHE, K. (1995). Untersuchungen zur Betriebssicherheit und Reinigungsleistung von Kleinkläranlagen mit besonderer Berücksichtigung der bewachsenen Bodenfilter. Forschungsvorhaben AZ 32-201-00091. Institut für Siedlungswasserwirtschaft und Abfalltechnik. Universität Hannover. Hannover.
- KUNST, S.; HELMER, C. & KNOOP, S. (2000). Betriebsprobleme auf Kläranlagen durch Blähschlamm, Schwimmschlamm, Schaum - Handbuch zur Identifizierung und Bekämpfung fädiger Bakterien. Ed. Springer. 175p.
- LE BIHAN, Y. & LESSARD P. (2000). Monitoring biofilter clogging: biochemical characteristics of the biomass. *Wat. Res.*, **34**(17): 4284-4294.
- LIU, H. & FANG, H. P. (2002). Extraction of extracellular polymeric substances (EPS) of sludges. *J. Biotech.*, **95**: 249-256.
- LO, C. -H. & STELSON, H. (1972). Interference by polysucrose in protein determination by the Lowry method. *Anal. Biochem.*, **45**: 331-336.
- LÖFFLER, H. (1991). Phytofilt – Vorstellung einer leistungsfähigen Pflanzenkläranlage für kleine Gemeinden. *Korrespondenz Abwasser*, **38**: 376-383.
- LOWRY, O. H.; ROSENBROUGH, N. J.; FARR, A. L. & RANDALL, R. J. (1951). Protein measurement with the folin phenol reagent. *J. Biolog. Chem.*, **193**: 265-275.
- MACKIE, R. I. & BAI, R. (1992). Suspended particle size distribution and the performance of deep bed filters. *Wat. Res.*, **26**(12): 1571-1575.
- MARKWELL, M. A. K.; HAAS, S. M.; BIEBER, L. L. & TOLBERT, N. E. (1978). A modification of the Lowry procedure to simplify protein determination in membrane and lipoprotein samples. *Analyt. Biochem.*, **87**: 206-210.
- MAYER, C.; MORITZ, R.; KIRSCHNER, C.; BORCHARD, W.; MAIBAUM, R.; WINGENDER, J. & FLEMMING, H. C. (1999). The role of intermolecular interactions: studies on model systems for bacterial biofilms. *International Journal of Biological Macromolecules*, **26**: 3-9.
- MUDRACK, K. & KUNST, S. (1991). *Biologie der Abwasserreinigung*, 3. Überarbeitet Aufl. Stuttgart, Jena, Berlin: Ed. Fischer. 194p.

- NIELSEN, H.; JAHN, A. & PALMGREN, R. (1997). Conceptual model for production and composition of exopolymers in Biofilms. *Wat. Sci. Tech.*, **36**(1): 11-19.
- NIELSEN, P. H. & JAHN, A. (1999). Extraction of EPS. Kap. 3. In: *Microbial Extracellular polymeric substances*. J. Wingender, T. Neu & H. -C. Flemming (eds.), Springer International, Heidelberg, New York, p. 46-72.
- OKUBO, T. & MATSUMOTO, J. (1983). Biological clogging of sand and changes of organic constituents during artificial recharge. *Wat. Res.*, **17**(7): 813-821.
- OKURUT, T. O., RIJS, G. B. J & BRUGGEN, J. J. A. van. (1998). Design and performance of experimental constructed wetlands in Uganda, planted with *Cyperus papyrus* and *Phragmites mauritanus*. In *Proc. Conferência Internacional sobre Sistemas Wetland para Controle da Poluição da Água*, **6**. Águas de São Pedro, Brasil.
- OTIS, R. J. (1985). Soil Clogging: mechanisms and control. In *Proc. National Symposium on individual and small communities Sewage Systems*, **4**. New Orleans, Michigan.
- PALMGREN, R. & NIELSEN, P. H. (1996). Accumulation of DNA in the exopolymeric matrix of activated sludge and bacterial cultures. *Wat. Sci. Tech.*, **34**(5-6): 233-240.
- PALMGREN, R.; JORAND, F.; NIELSEN, P. H. & BLOCK, J. C. (1998). Influence of oxygen limitation on the cell surface properties of bacteria from activated sludge. *Wat. Sci. Tech.* **37**: 349-352.
- PAUL, J. H. & DAVID, A. (1989). Production of extracellular nucleic acids by genetically altered Bacteria in aquatic environment microcosms. *Appl. Environ. Microbiol.*, **55**: 1865-1869.
- PETERSON, G. L. (1977). A simplification of the protein assay method of Lowry et al., which is more generally applicable. *Anal. Biochem.*, **83**: 346-356.
- PETERSON, G. L. (1979). Review of the folin phenol protein quantification method of Lowry, Rosenbrough, Farr and Randall. *Anal. Biochem.*, **100**: 201-220.

- PIETSCH, W. (1980). Biochemische-makrophytische Methode der Nährstoffeliminierung aus Oberflächengewässern auf der Grundlage der Infiltration. *Acta Hydrochim. Hydrobiol.*, **8**(4): 337-361.
- PLATZER, C. (1996). Enhanced nitrogen Elimination in subsurface flow artificial wetlands - A multistage concept. In *Proc. IAWQ Conference on wetland Systems, Water pollution control*, **5**. Wien.
- PLATZER, C. (1998). Entwicklung eines Bemessungsansatzes zur Stickstoffelimination in Pflanzenkläranlagen. In: *Bericht zur Siedlungswasserwirtschaft (SWW), Dissertation*, **6**. TU-Berlin. 131p.
- RAUNKJÆR, K., HVITVED-JACOBSEN, T. & NIELSEN, P. H. (1994). Measurement of pools of protein, carbohydrate and lipid in domestic wastewater. *Wat. Res.*, **28**: 251-262.
- REED, S. C. & BROWN, D. (1995). Subsurface flow wetlands - a performance evaluation. *Wat. Environ. Res.*, **67**(2): 244-248.
- SALATI JR., E.; SALATI, E. & SALATI, E. (1999). Wetland projects developed in Brazil. *Wat. Sci. Tech.*, **40**(3): 19-25.
- SCHLEGEL, H. G. (1992). *Allgemeine Mikrobiologie*. 7 Aufl. Georg Thieme Verlag. Stuttgart, New York. 648p.
- SCHMITT, J. & FLEMMING, H. -C. (1999). Water binding in biofilms. *Wat. Sci. Tech.*, **39**(7): 77-82.
- SCHWARZ, M.; FUCHS, S. & HAHN, H. H. (2003). Mikrobielle Kolmation und Dekolmation in Bodenfiltern. *Wasser und Abfall*, **10**: 20-23.
- SEKI, K. & MIYASAKI, T. (2001). A mathematical model for biological clogging of uniform porous media. *Wat. Resources Res.*, **37**: 2995-2999.
- SHIN, H. -S.; KANG, S. T. & NAM, S. Y. (2001). Effect of carbohydrate and protein in the EPS sludge settling characteristics. *Wat. Sci. Tech.*, **43**(6): 193-196.
- SIEGRIST, R. L. & BOYLE, C. B. (1987). Wastewater-induced soil clogging development. *J. Environ. Eng.*, **113**(3): 550-566.

- SOARES, M. I. M.; BELKIN, S. & ABELIOVICH, A. (1989). Clogging of microbial denitrification sand columns: Gas bubbles or biomass accumulation? *Z. Wasser – Abwasser-Forschung*, **22**: 20-24.
- SPÄTH, R. (1998). Rolle der extrazellulären polymeren Substanzen in Biofilm und belebtem Schlamm bei der Sorption von Schadstoffen. Dissertation. TU-München. 110p.
- SPERANDIO, A. & PÜCHNER, P. (1993). Bestimmung der Gesamtproteine als Biomasseparameter in wäßrigen Kulturen und auf Trägermaterialien aus Bio-Reaktoren. Modifizierte Methode nach Lowry – Eine praktikable Methode in der Umweltanalytik. *Wasser Abwasser*, **134**: 482-485.
- STANDARD METHODS FOR THE EXAMINATION OF WATER AND WASTEWATER (1995). American Public Health Association (APHA), American Water Works Association (AWWA) & Water Pollution Control Federation (WPCF). **19**. Washington, DC, USA: 1298p.
- STREBLE, H. & KRAUTER, D. (1988). Das Leben im Wassertropfen – Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. **8** Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung. Stuttgart. 400p.
- SUTHERLAND, I. W. (2001). Exopolysaccharides in biofilms, flocs and related structures. *Wat. Sci. Tech.*, **43**(6): 77-86.
- TESCHNER, K & HEGEMANN, W. (2001). Untersuchung über Prozesse der Kolmation von vertikal durchströmten Pflanzenkläranlagen. Verlängerungsantrag für das DFG-Projekt **He 1350-7-1**. Berlin.
- VANDEVIVERE, P. & KIRCHMAN, D. L. (1993). Attachment stimulates exopolysaccharide synthesis by a bacterium. *Appl. Environ. Microbiol.*, **59**: 3280-3286.
- VIGNESWARAN, S.; CHANG, J. S. & JANSSENS, J. G. (1990). Experimental investigation of size distribution of suspended particles in granular bed filtration. *Wat. Res.*, **24**: 927-930.

- WARTCHOW, D. (1996). Impactos dos esgotos sanitários e efluentes industriais nos centros urbanos – um enfoque holístico. In Proc. Seminário Internacional Tendências no Tratamento Simplificado de Águas Residuárias. Belo Horizonte, Brasil.
- WISSING, F. (1995). Wasserreinigung mit Pflanzen. Stuttgart, Ulmer. 207p.
- ZHANG, T & FANG, H. H. P. (2001). Quantification of extracellular polymeric substances in biofilms by confocal laser scanning microscopy. Biotech. letters, **23**: 405-409.
- ZHANG, X.; BISHOP, P. L. & KUPFERLE, M. J. (1998). Measurement of polysaccharides and proteins in biofilm extracellular polymers. Wat. Sci. Tech., **37** (4-5): 345-348.
- ZHANG, X; BISHOP, P. L. & KINKLE, B. K. (1999). Comparison of extraction methods for quantifying extracellular polymers in biofilms. Wat. Sci. Tech., **39** (7): 211-218.

ANHANG A

- Körnungslinien -

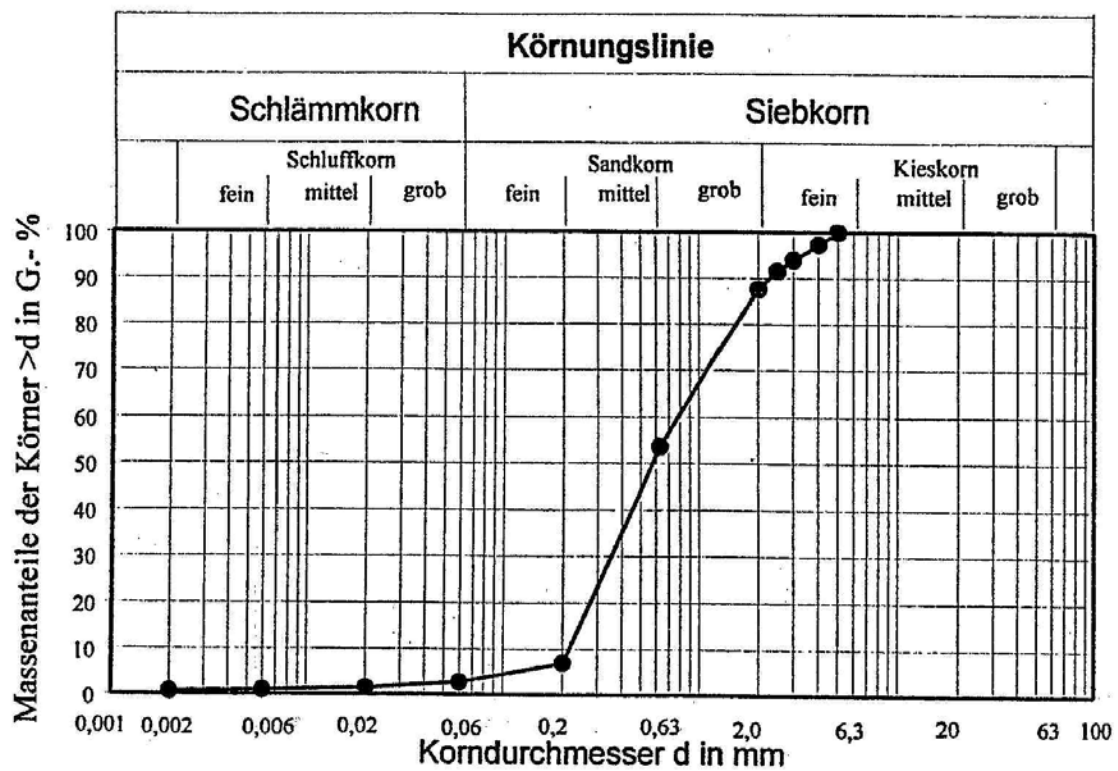


Abbildung A. 1: Sieblinien des Sands der PKA Merzdorf

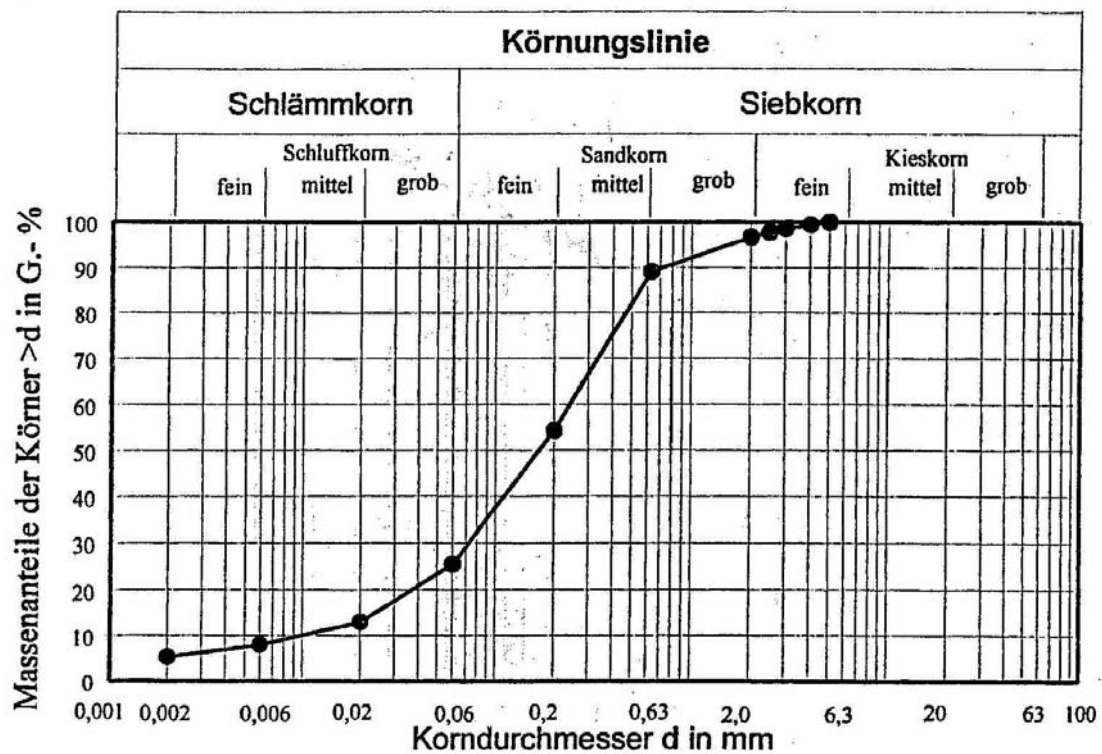


Abbildung A. 2: Sieblinien des Sands der PKA Ließen.

ANHANG B

- CSB und NH_4 -

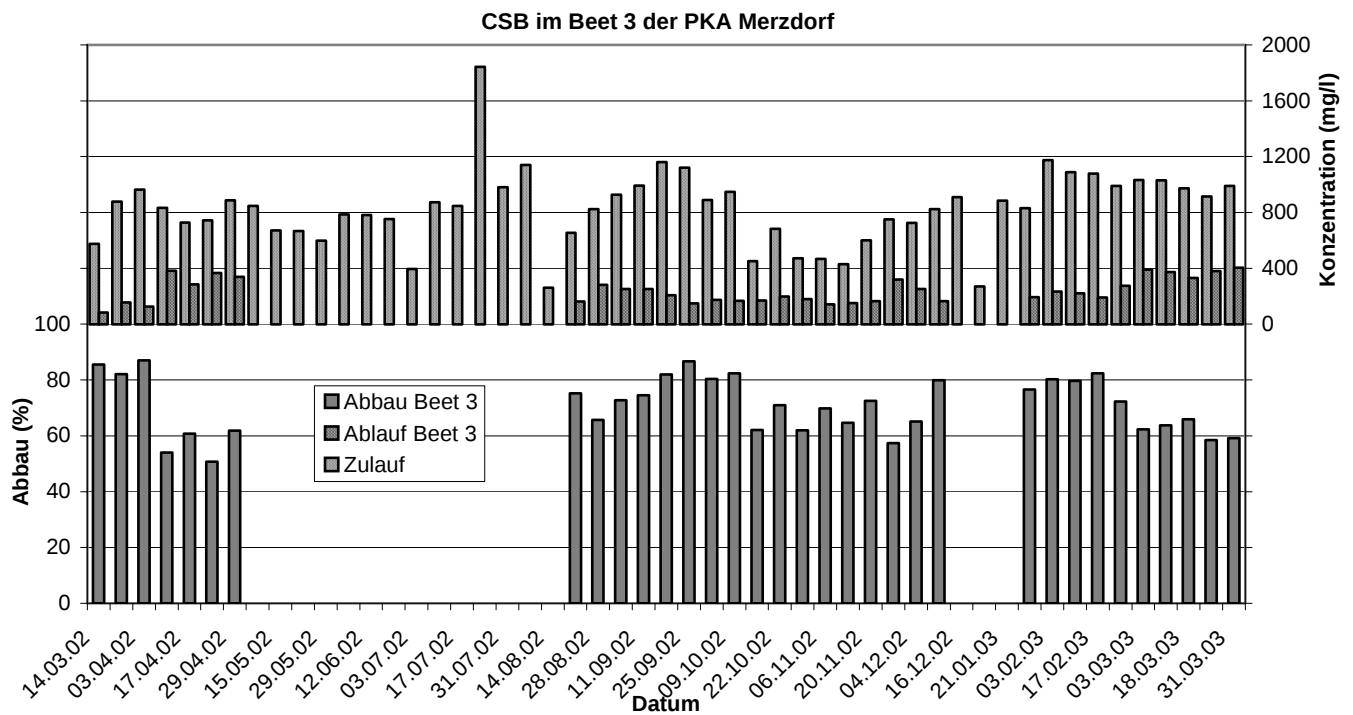


Abbildung B. 1: CSB in Zulauf und Ablauf in Beet 3 der PKA Merzdorf.

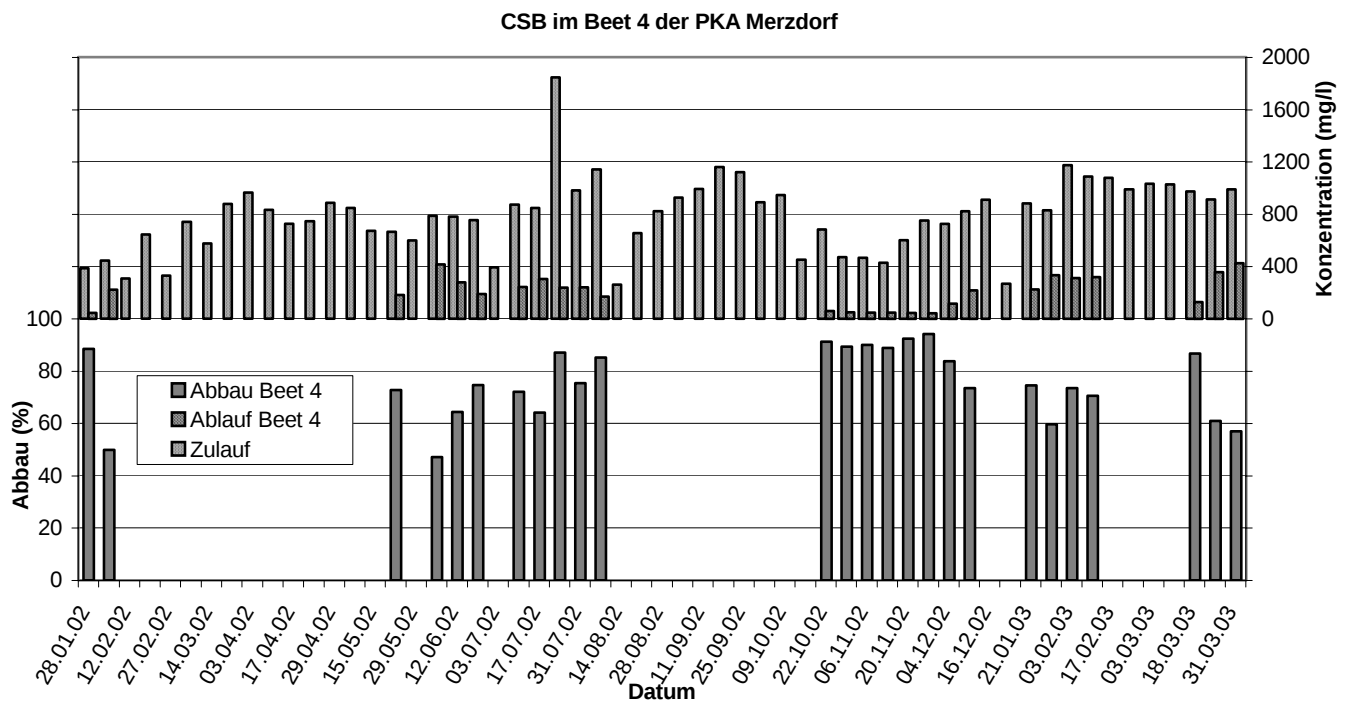


Abbildung B. 2: CSB in Zulauf und Ablauf in Beet 4 der PKA Merzdorf.

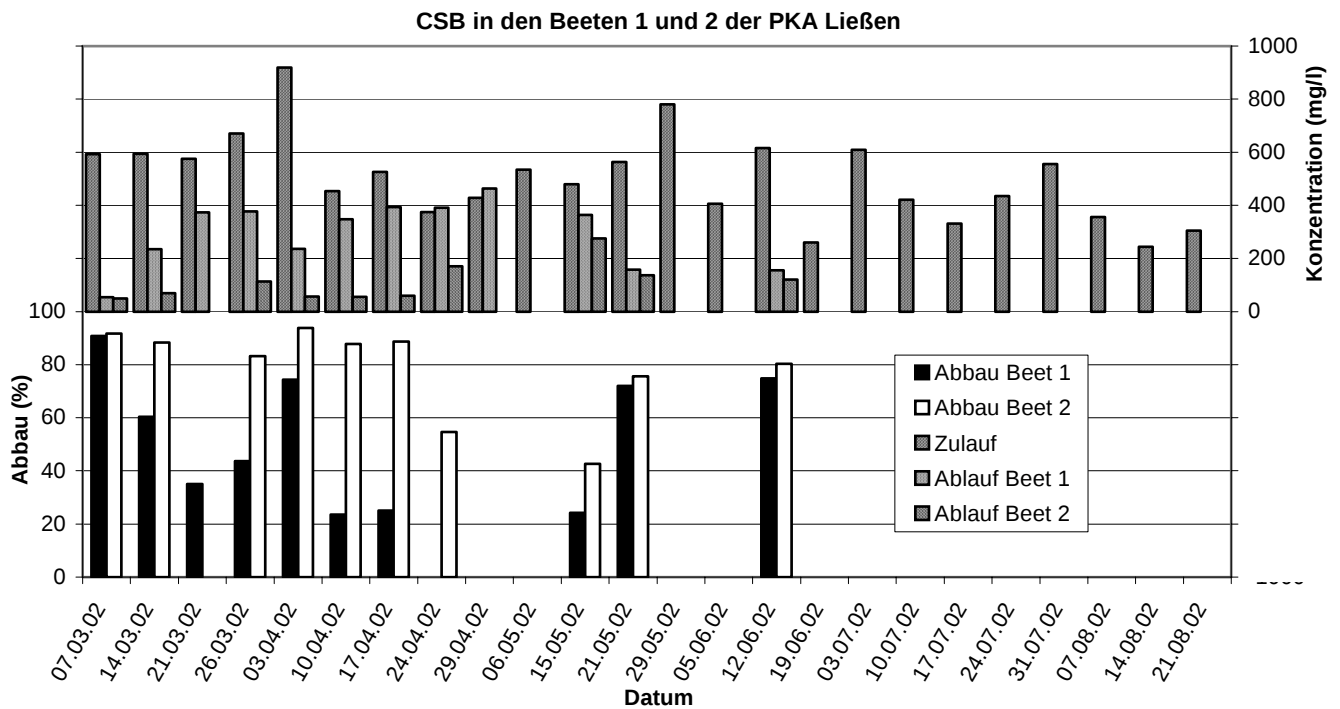


Abbildung B. 3: CSB in Zulauf und Abläufen des Beetes V1 und V2 der PKA Ließen.

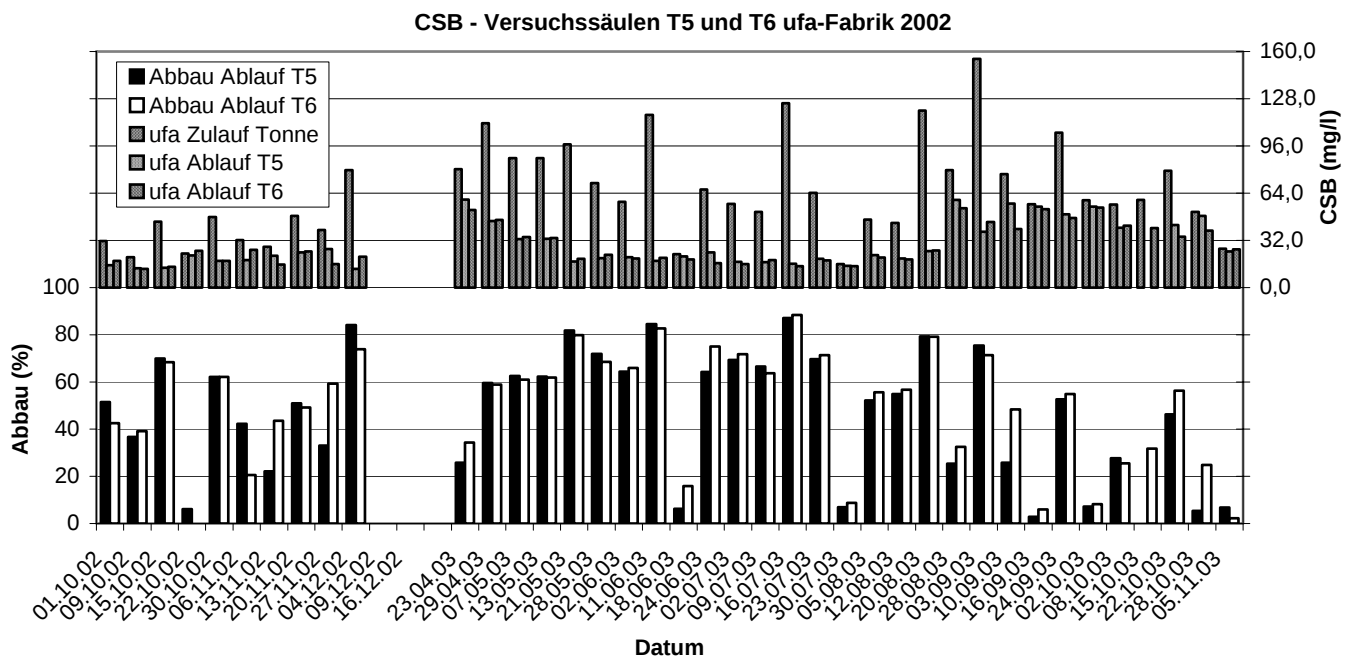


Abbildung B. 4: CSB in Zulauf und Abläufen der Versuchssäulen der UFA-Fabrik.

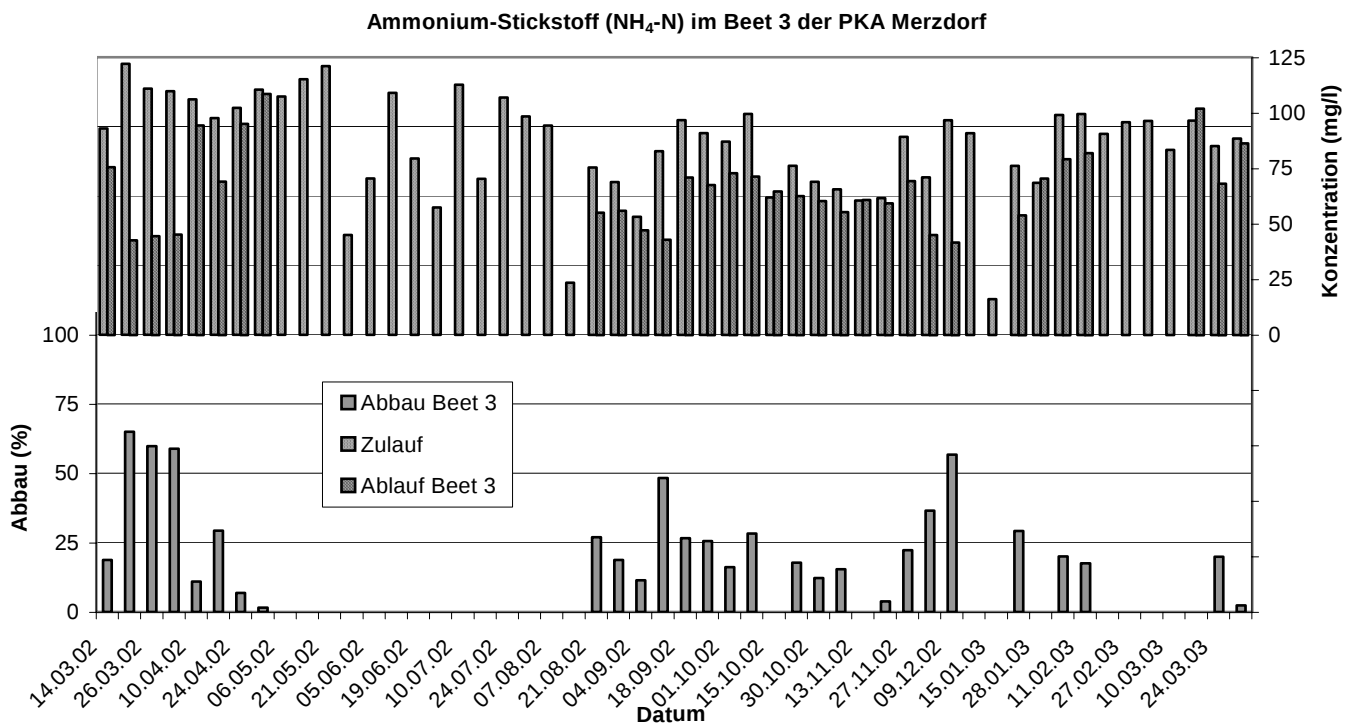


Abbildung B. 5: Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$) im Zulauf und Ablauf im Beet 3 der PKA Merzdorf.

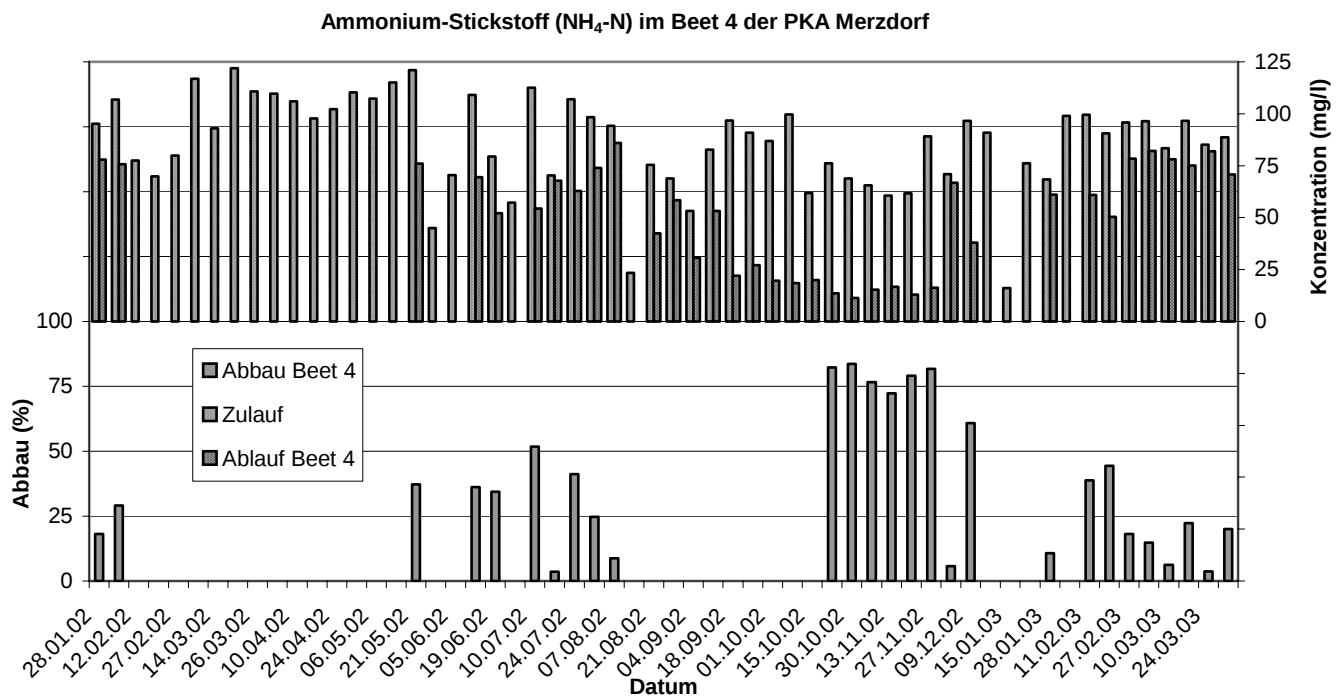


Abbildung B. 6: Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$) im Zulauf und Ablauf im Beet 4 der PKA Merzdorf.

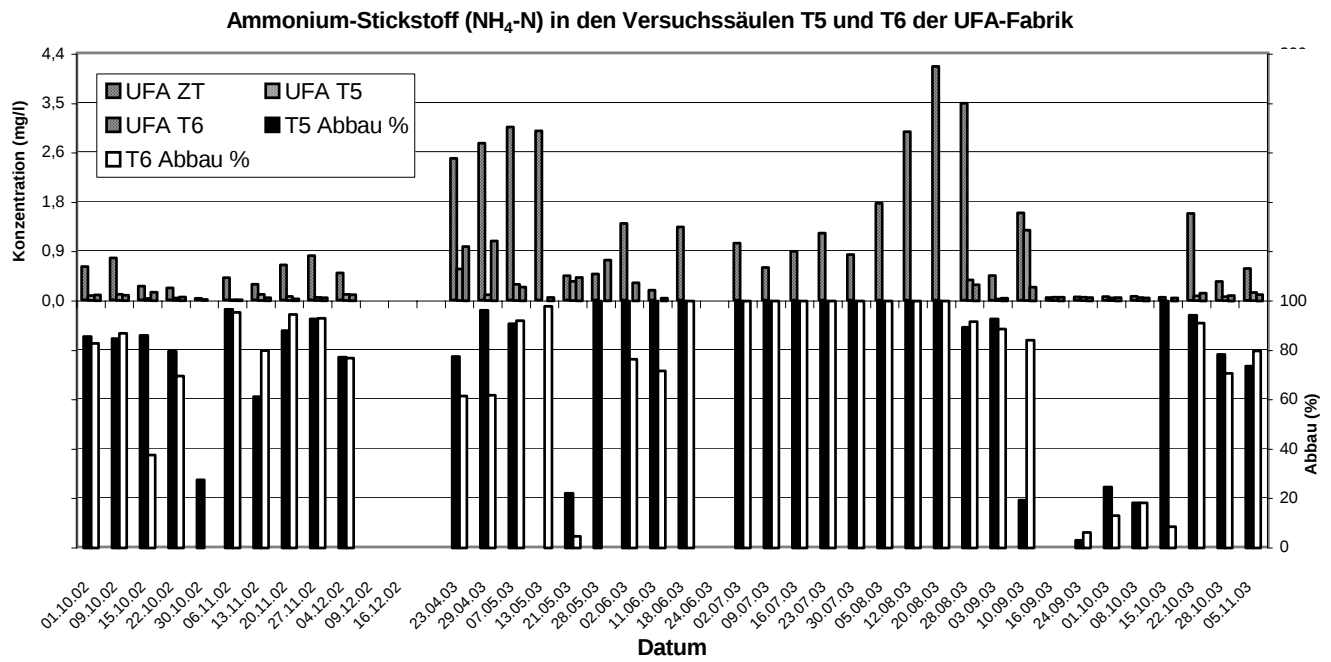


Abbildung B. 7: Ammonium-Stickstoff ($\text{NH}_4\text{-N}$) im Zulauf und den Abläufen der Versuchssäulen der UFA-Fabrik.

ANHANG C

- Tabelle zur EPS- Bestimmung -

Tabelle C. 1: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 1 des Vertikalbeetes 3 (V31) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

DATUM	PKA Merzdorf, Vertikalbeet 3, Quadrant 1						
	V31-Prot.	V31-Kohl.	V31-Hum.	V31-DNS	V31-EPS	V31-Wasser(%)	V31-GV
21.03.02	0,69	0,26	n.d.	n.d.	0,96	80,31	8,296
03.04.02	1,23	0,61	n.d.	n.d.	1,84	25,94	6,283
10.04.02	5,16	1,04	n.d.	n.d.	6,20	18,46	1,802
17.04.02	4,24	0,35	n.d.	n.d.	4,58	16,70	2,503
24.04.02	3,13	0,23	n.d.	n.d.	3,36	26,23	1,847
06.05.02	7,56	1,06	n.d.	n.d.	8,61	14,79	2,684
15.05.02	1,09	0,14	n.d.	n.d.	1,23	38,62	1,533
21.05.02	0,24	0,13	n.d.	n.d.	0,37	38,65	2,596
29.05.02	2,52	0,52	n.d.	n.d.	3,22	17,58	1,375
05.06.02	1,07	0,41	n.d.	n.d.	1,47	14,64	1,368
12.06.02	1,06	0,55	n.d.	n.d.	1,61	9,27	1,399
19.06.02	5,37	1,24	n.d.	n.d.	6,62	7,50	1,732
03.07.02	1,82	0,55	n.d.	1,58	3,95	7,08	1,242
10.07.02	0,86	1,07	n.d.	5,04	6,96	2,71	1,264
17.07.02	6,89	1,11	n.d.	1,60	9,60	8,36	1,585
24.07.02	3,49	3,37	n.d.	0,18	7,04	11,00	0,891
07.08.02	3,25	0,82	n.d.	1,90	5,97	11,91	1,785
21.08.02	2,81	0,71	n.d.	1,64	5,16	40,28	2,275
04.09.02	0,67	0,22	n.d.	2,06	2,95	16,45	1,875
18.09.02	0,25	2,08	0,35	0,05	2,72	7,97	1,812
25.09.02	0,64	0,45	0,58	0,58	2,24	23,42	7,609
01.10.02	0,33	0,70	0,73	0,03	1,79	21,19	1,982
09.10.02	1,02	0,76	3,86	0,13	5,76	18,94	4,091
22.10.02	1,00	0,31	0,49	0,23	2,04	12,93	2,611
30.10.02	1,04	1,44	0,53	0,27	3,28	28,23	4,756
06.11.02	1,34	0,30	0,81	0,18	2,64	31,43	3,348
13.11.02	1,21	1,20	2,23	0,34	4,97	31,88	3,572
20.11.02	0,31	0,25	0,65	0,05	1,26	27,82	2,686
27.11.02	0,32	1,10	0,86	0,07	2,34	30,00	3,829
04.12.02	0,29	0,41	0,60	0,05	1,36	34,19	1,888
07.01.03	3,50	0,94	0,83	0,24	5,52	22,90	1,574
14.01.03	1,82	0,69	1,41	0,17	4,10	19,03	0,923
20.01.03	3,11	0,30	3,42	0,48	7,31	18,71	3,766
28.01.03	2,71	0,90	2,35	0,60	6,56	15,14	2,501
03.02.03	2,77	0,74	1,44	0,40	5,36	18,66	1,122
11.02.03	3,40	0,68	2,66	0,12	6,86	17,00	0,869
17.02.03	3,74	1,15	2,61	0,27	7,77	9,33	1,107
27.02.03	1,34	1,07	2,06	0,23	4,70	12,46	1,291
03.03.03	1,47	0,93	1,50	0,34	4,25	8,97	1,186
10.03.03	1,59	0,59	2,21	0,33	4,73	9,60	1,066
18.03.03	3,35	1,20	2,57	0,37	7,49	12,51	1,442
24.03.03	1,89	0,75	2,05	0,38	5,07	10,14	1,726
31.03.03	3,58	0,60	6,15	0,35	10,68	28,99	1,582

Tabelle C. 2: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 2 des Vertikalbeetes 3 (V32) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

DATUM	PKA Merzdorf, Vertikalbeet 3, Quadrant 2						
	V32-Prot.	V32-Kohl.	V32-Hum.	V32-DNS	V32-EPS	V32-Wasser(%)	V32-GV
21.03.02	1,13	0,22	n.d.	n.d.	1,35	72,75	3,549
03.04.02	3,64	3,17	n.d.	n.d.	6,81	10,98	1,876
10.04.02	2,79	0,47	n.d.	n.d.	3,26	26,03	1,334
17.04.02	2,24	0,15	n.d.	n.d.	2,39	26,94	0,949
24.04.02	4,00	0,42	n.d.	n.d.	4,42	20,87	1,630
06.05.02	4,36	0,35	n.d.	n.d.	4,70	18,90	1,124
15.05.02	0,58	0,39	n.d.	n.d.	0,97	14,52	0,809
21.05.02	1,54	0,25	n.d.	n.d.	2,11	14,40	2,265
29.05.02	0,59	0,10	n.d.	n.d.	0,74	6,44	1,319
05.06.02	3,64	0,71	n.d.	n.d.	4,35	10,66	1,999
12.06.02	2,65	0,76	n.d.	n.d.	3,41	8,81	1,980
19.06.02	1,16	0,44	n.d.	n.d.	1,93	7,80	1,055
03.07.02	1,25	0,88	n.d.	0,94	3,08	3,38	0,827
10.07.02	0,81	0,09	n.d.	0,77	1,67	1,62	2,664
17.07.02	6,71	0,19	n.d.	1,53	8,43	5,41	1,090
24.07.02	3,60	5,24	n.d.	0,85	9,70	5,01	1,866
07.08.02	4,02	1,52	n.d.	1,48	7,02	8,08	0,764
21.08.02	2,62	0,99	n.d.	0,97	4,58	20,14	4,132
04.09.02	2,42	0,23	n.d.	1,41	4,07	26,47	4,223
18.09.02	1,55	0,66	1,16	0,18	3,55	27,10	2,851
25.09.02	2,86	1,39	1,96	1,55	7,77	41,41	6,055
01.10.02	0,99	0,76	1,20	0,03	2,99	23,96	3,953
09.10.02	1,21	1,21	3,21	0,00	5,63	31,28	3,560
22.10.02	0,58	0,02	0,62	0,16	1,38	15,33	3,901
30.10.02	2,88	0,43	0,61	0,36	4,28	44,23	4,145
06.11.02	0,50	0,17	0,31	0,13	1,12	29,10	5,443
13.11.02	0,35	0,54	1,08	0,45	2,41	16,44	4,207
20.11.02	1,23	0,58	1,11	0,11	3,03	17,37	4,018
27.11.02	1,26	0,80	2,37	0,24	4,67	25,44	1,240
04.12.02	1,38	0,84	0,99	0,17	3,38	16,93	4,047
07.01.03	0,83	0,45	1,23	0,18	2,69	20,45	3,607
14.01.03	1,57	0,41	0,97	0,15	3,10	26,24	1,346
20.01.03	3,87	0,79	4,29	0,33	9,28	23,91	4,233
28.01.03	3,23	0,75	2,86	0,38	7,21	26,18	1,254
03.02.03	1,84	0,59	0,97	0,30	3,70	15,45	2,893
11.02.03	3,14	0,75	1,73	0,15	5,78	15,34	1,532
17.02.03	2,15	1,72	1,53	0,35	4,65	13,74	1,155
27.02.03	2,09	0,76	1,05	0,04	3,93	12,02	1,448
03.03.03	4,23	1,71	2,45	0,20	8,59	12,23	1,828
10.03.03	3,07	1,48	3,31	0,36	8,22	11,83	2,167
18.03.03	2,97	0,97	1,30	0,30	5,53	9,19	1,825
24.03.03	4,33	1,21	1,08	0,48	7,09	18,19	2,727
31.03.03	7,97	0,74	4,47	0,36	13,54	27,14	0,933

Tabelle C. 3: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 3 des Vertikalbeetes 3 (V33) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

PKA Merzdorf, Vertikalbeet 3, Quadrant 3							
DATUM	V33-Prot.	V33-Kohl.	V33-Hum.	V33-DNS	V33-EPS	V33-Wasser(%)	V33-GV
21.03.02	0,64	0,24	n.d.	n.d.	0,87	50,30	2,420
03.04.02	3,58	1,08	n.d.	n.d.	4,66	11,47	2,133
10.04.02	5,57	0,95	n.d.	n.d.	6,52	16,34	1,009
17.04.02	8,00	0,97	n.d.	n.d.	8,97	19,61	1,271
24.04.02	6,26	0,40	n.d.	n.d.	6,66	23,92	0,419
06.05.02	4,84	0,66	n.d.	n.d.	5,50	24,75	1,258
15.05.02	1,66	0,15	n.d.	n.d.	1,81	16,08	1,202
21.05.02	1,15	0,71	n.d.	n.d.	1,97	13,97	1,573
29.05.02	3,95	0,75	n.d.	n.d.	4,70	15,32	1,209
05.06.02	0,47	0,17	n.d.	n.d.	0,64	25,07	1,756
12.06.02	1,11	0,33	n.d.	n.d.	1,43	12,86	1,537
19.06.02	0,83	0,58	n.d.	n.d.	1,82	15,36	1,336
03.07.02	0,78	0,33	n.d.	1,25	2,36	6,42	1,676
10.07.02	0,58	0,05	n.d.	2,69	3,33	4,07	0,858
17.07.02	3,42	0,87	n.d.	0,86	5,15	11,68	1,084
24.07.02	2,21	1,88	n.d.	0,11	4,20	9,60	0,956
07.08.02	2,01	0,55	n.d.	1,22	3,78	10,90	1,099
21.08.02	5,21	1,44	n.d.	3,16	9,81	22,05	2,024
04.09.02	2,83	0,57	n.d.	1,96	5,36	27,83	2,188
18.09.02	3,66	1,34	1,88	0,25	7,13	23,14	1,758
25.09.02	3,16	2,20	1,75	1,55	8,66	18,19	1,517
01.10.02	2,17	1,19	1,63	0,04	5,03	18,25	2,246
09.10.02	0,70	0,49	3,79	0,02	5,00	23,31	2,696
22.10.02	0,35	0,08	0,96	0,11	1,50	10,10	3,958
30.10.02	3,09	0,48	2,22	0,31	6,11	30,45	1,354
06.11.02	0,98	0,54	0,95	0,29	2,76	22,86	1,128
13.11.02	1,65	0,73	1,84	0,41	4,64	30,80	1,158
20.11.02	0,83	1,03	1,15	0,25	3,26	15,62	1,407
27.11.02	1,41	0,58	1,23	0,14	3,36	16,94	1,576
04.12.02	1,08	0,71	1,41	0,05	3,25	17,65	2,425
07.01.03	1,99	0,80	1,44	0,25	4,48	22,59	0,915
14.01.03	0,97	0,41	1,26	0,24	2,88	26,24	0,515
20.01.03	3,28	0,59	3,46	0,34	7,67	14,39	1,625
28.01.03	4,30	1,30	2,72	0,62	8,95	14,47	1,125
03.02.03	3,52	0,97	2,38	0,38	7,25	20,96	1,096
11.02.03	3,32	0,96	3,10	0,24	7,62	10,98	0,609
17.02.03	3,26	0,82	2,09	0,28	6,45	12,79	1,049
27.02.03	2,81	1,07	2,17	0,22	6,27	16,49	1,001
03.03.03	2,90	1,67	1,46	0,24	6,27	15,64	0,667
10.03.03	2,81	1,62	3,18	0,36	7,96	15,67	0,874
18.03.03	2,89	0,97	1,61	0,24	5,70	10,25	0,754
24.03.03	3,66	1,82	1,53	0,28	7,29	24,09	0,871
31.03.03	5,71	1,10	2,20	0,52	9,53	21,87	1,174

Tabelle C. 4: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 4 des Vertikalbeetes 3 (V34) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

DATUM	PKA Merzdorf, Vertikalbeet 3, Quadrant 4						
	V34-Prot.	V34-Kohl.	V34-Hum.	V34-DNS	V34-EPS	V34-Wasser(%)	V34-GV
21.03.02	1,85	0,43	n.d.	n.d.	2,27	24,05	2,031
03.04.02	3,30	0,79	n.d.	n.d.	4,50	12,21	0,880
10.04.02	4,62	0,73	n.d.	n.d.	5,35	17,57	2,094
17.04.02	3,61	0,34	n.d.	n.d.	3,95	27,10	1,583
24.04.02	7,48	0,56	n.d.	n.d.	8,04	19,33	2,016
06.05.02	9,24	0,84	n.d.	n.d.	10,07	13,23	2,197
15.05.02	1,66	0,86	n.d.	n.d.	2,52	12,23	2,009
21.05.02	0,67	0,52	n.d.	n.d.	1,19	12,89	3,280
29.05.02	3,61	0,60	n.d.	n.d.	4,26	11,89	1,863
05.06.02	3,58	0,83	n.d.	n.d.	4,41	8,22	2,124
12.06.02	2,05	0,76	n.d.	n.d.	2,81	5,90	1,269
19.06.02	1,51	0,47	n.d.	n.d.	2,03	6,13	2,378
03.07.02	3,63	1,40	n.d.	1,66	6,69	6,93	1,360
10.07.02	2,14	0,57	n.d.	1,27	3,98	2,86	1,226
17.07.02	6,07	1,77	n.d.	1,44	9,28	8,88	1,695
24.07.02	6,60	2,73	n.d.	1,27	10,60	9,74	1,459
07.08.02	4,17	1,38	n.d.	1,81	7,37	7,59	1,400
21.08.02	3,78	1,25	n.d.	1,64	6,66	19,13	3,146
04.09.02	0,42	0,16	n.d.	0,61	1,20	7,67	3,940
18.09.02	0,18	0,62	0,18	0,03	1,01	2,90	4,010
25.09.02	2,22	3,00	1,42	2,14	8,79	4,07	1,444
01.10.02	0,46	1,19	0,95	0,04	2,64	10,40	5,344
09.10.02	4,10	1,51	7,86	0,38	13,85	14,89	1,815
22.10.02	0,42	0,43	0,68	0,14	1,67	31,94	2,547
30.10.02	2,40	0,20	1,15	0,19	3,95	26,78	3,881
06.11.02	1,72	0,61	1,72	0,29	4,35	25,97	3,897
13.11.02	1,01	0,81	1,78	0,35	3,94	21,83	4,321
20.11.02	0,66	0,30	1,07	0,04	2,07	27,76	2,995
27.11.02	0,80	0,29	1,20	0,11	2,40	20,44	2,219
04.12.02	1,36	0,72	1,73	0,14	3,95	22,95	2,386
07.01.03	2,45	0,74	2,27	0,26	5,72	17,95	2,220
14.01.03	2,29	0,57	1,57	0,24	4,67	27,25	2,841
20.01.03	2,66	0,41	3,41	0,45	6,94	17,70	2,498
28.01.03	4,08	1,39	6,87	0,56	12,90	17,16	1,909
03.02.03	5,54	1,05	5,32	0,41	12,32	16,87	1,512
11.02.03	6,05	1,27	4,37	0,20	11,90	13,93	1,648
17.02.03	4,75	1,29	3,87	0,27	10,18	11,04	1,415
27.02.03	4,32	1,52	1,87	0,30	8,01	10,27	1,415
03.03.03	4,10	1,96	2,60	0,28	8,95	10,92	1,913
10.03.03	2,12	0,96	2,58	0,27	5,92	9,16	1,507
18.03.03	2,20	1,08	1,77	0,37	5,42	11,15	1,677
24.03.03	2,25	3,22	1,08	0,26	6,81	12,59	1,027
31.03.03	3,31	1,39	2,27	0,49	7,46	22,31	1,508

Tabelle C. 5: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 1 des Vertikalbeetes 4 (V41) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

PKA Merzdorf, Vertikalbeet 4, Quadrant 1							
DATUM	V41-Prot.	V41-Kohl.	V41-Hum.	V41-DNS	V41-EPS	V41-Wasser(%)	V41-GV
27.02.02	0,27	0,20	n.d.	n.d.	0,47	23,10	4,955
14.03.02	1,48	0,97	n.d.	n.d.	2,45	42,40	9,642
21.03.02	1,56	0,14	n.d.	n.d.	1,70	39,12	8,296
03.04.02	1,43	0,24	n.d.	n.d.	1,67	36,54	6,283
10.04.02	1,18	1,19	n.d.	n.d.	2,37	9,43	1,802
17.04.02	1,28	0,35	n.d.	n.d.	1,63	15,73	2,503
24.04.02	1,75	0,70	n.d.	n.d.	2,45	9,75	1,847
06.05.02	1,97	0,47	n.d.	n.d.	2,44	17,87	2,684
15.05.02	2,49	0,55	n.d.	n.d.	3,04	13,28	1,533
21.05.02	2,09	0,71	n.d.	n.d.	2,81	26,29	2,596
29.05.02	6,35	1,41	n.d.	n.d.	7,77	20,81	1,375
05.06.02	3,30	0,30	n.d.	n.d.	3,61	18,56	1,368
12.06.02	2,02	0,36	n.d.	n.d.	2,38	17,47	1,399
19.06.02	1,48	0,43	n.d.	0,00	1,91	19,25	1,732
03.07.02	4,08	0,69	n.d.	2,83	7,61	17,38	1,242
10.07.02	2,49	1,66	n.d.	2,14	6,30	16,45	1,264
17.07.02	4,12	0,52	n.d.	1,07	5,72	21,83	1,585
24.07.02	4,11	1,02	n.d.	0,77	5,90	15,59	0,891
31.07.02	4,83	1,08	n.d.	1,14	7,05	13,84	1,598
07.08.02	5,89	1,80	n.d.	2,02	9,71	19,79	1,785
14.08.02	6,66	1,95	n.d.	2,92	11,53	37,15	2,307
21.08.02	4,00	0,83	n.d.	1,08	5,91	15,92	2,275
18.09.02	0,27	0,54	0,21	0,06	1,08	10,45	1,812
01.10.02	0,30	0,94	0,81	0,03	2,08	14,16	1,982
22.10.02	0,51	0,68	0,69	0,08	1,96	22,09	2,611
30.10.02	2,07	0,21	0,67	0,20	3,14	27,26	4,756
06.11.02	0,29	0,30	0,40	0,14	1,13	18,10	3,348
13.11.02	0,82	0,32	0,77	0,27	2,18	19,83	3,572
20.11.02	0,16	0,41	0,89	0,10	1,56	17,52	2,686
04.12.02	0,72	0,53	0,62	0,14	2,01	12,79	1,888
07.01.03	0,15	0,62	0,72	0,21	1,70	15,55	1,574
14.01.03	0,02	0,89	2,04	0,36	3,30	19,68	0,923
20.01.03	0,89	0,24	0,66	0,20	1,99	13,56	3,766
28.01.03	0,98	0,52	1,37	0,21	3,08	16,24	2,501
03.02.03	1,47	0,85	1,83	0,33	4,48	11,06	1,122
11.02.03	0,89	0,98	2,90	0,25	5,03	7,88	0,869
17.02.03	3,38	1,68	1,96	0,31	7,34	9,37	1,107
27.02.03	0,83	0,78	1,32	0,28	3,20	8,15	1,291
03.03.03	3,42	1,37	1,72	0,50	7,00	18,12	1,186
10.03.03	4,69	1,58	8,60	0,44	15,31	18,78	1,066
18.03.03	6,86	1,48	8,75	0,54	17,62	20,72	1,442
24.03.03	4,84	1,42	5,59	0,62	12,47	20,72	1,726
31.03.03	6,70	1,26	7,04	0,53	15,52	22,56	1,582

Tabelle C. 6: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 2 des Vertikalbeetes 4 (V42) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

DATUM	PKA Merzdorf, Vertikalbeet 4, Quadrant 2						
	V42-Prot.	V42-Kohl.	V42-Hum.	V42-DNS	V42-EPS	V42-Wasser(%)	V42-GV
27.02.02	0,34	0,27	n.d.	n.d.	0,61	23,02	1,944
14.03.02	0,83	0,46	n.d.	n.d.	1,29	33,62	6,708
21.03.02	1,10	0,20	n.d.	n.d.	1,29	26,05	3,549
03.04.02	3,12	0,89	n.d.	n.d.	4,01	22,04	1,876
10.04.02	3,39	1,25	n.d.	n.d.	4,64	6,78	1,334
17.04.02	3,29	0,72	n.d.	n.d.	4,01	6,04	0,949
24.04.02	3,66	0,96	n.d.	n.d.	4,61	7,98	1,630
06.05.02	2,51	0,49	n.d.	n.d.	3,00	9,24	1,124
15.05.02	4,99	1,52	n.d.	n.d.	6,51	8,57	0,809
21.05.02	2,87	1,34	n.d.	n.d.	4,22	10,38	2,265
29.05.02	4,67	1,03	n.d.	n.d.	5,70	22,27	1,319
05.06.02	1,77	0,32	n.d.	n.d.	2,09	15,01	1,999
12.06.02	0,68	0,20	n.d.	n.d.	0,89	11,74	1,980
19.06.02	3,76	0,50	n.d.	1,88	6,14	18,67	1,055
03.07.02	5,03	0,70	n.d.	2,35	8,09	18,29	0,827
10.07.02	2,36	0,67	n.d.	0,97	3,99	27,01	2,664
17.07.02	3,37	0,89	n.d.	1,53	5,79	19,86	1,090
24.07.02	3,94	0,76	n.d.	0,38	5,08	24,22	1,866
31.07.02	4,36	0,91	n.d.	0,62	5,89	15,32	2,896
07.08.02	4,91	0,97	n.d.	0,78	6,65	15,12	0,764
14.08.02	6,55	1,18	n.d.	0,62	8,35	20,21	3,052
21.08.02	1,95	0,71	n.d.	0,71	3,37	15,06	4,132
18.09.02	0,22	0,33	0,15	0,02	0,71	4,78	2,851
01.10.02	0,43	0,52	0,75	0,02	1,73	11,61	3,953
22.10.02	0,54	0,79	0,55	0,13	2,01	32,39	3,901
30.10.02	0,33	0,10	0,40	0,26	1,08	17,44	4,145
06.11.02	0,21	0,21	0,50	0,21	1,13	21,46	5,443
13.11.02	0,27	0,55	0,60	0,17	1,59	17,98	4,207
20.11.02	0,20	0,26	1,08	0,14	1,67	18,51	4,018
04.12.02	0,44	0,43	0,65	0,07	1,58	17,76	4,047
07.01.03	0,66	0,30	0,72	0,18	1,86	19,42	3,607
14.01.03	1,41	0,74	1,00	0,34	3,49	23,38	1,346
20.01.03	1,24	0,17	1,11	0,21	2,73	17,60	4,233
28.01.03	0,75	0,66	0,61	0,41	2,42	9,13	1,254
03.02.03	1,11	0,31	0,38	0,17	1,98	15,50	2,893
11.02.03	1,25	0,65	2,39	0,27	4,56	9,22	1,532
17.02.03	1,10	0,61	1,16	0,18	3,05	8,12	1,155
27.02.03	0,30	0,57	1,50	0,13	2,50	6,38	1,448
03.03.03	0,76	0,37	0,78	0,20	2,11	9,92	1,828
10.03.03	2,31	0,43	1,16	0,22	4,13	11,61	2,167
18.03.03	1,53	0,54	1,33	0,37	3,78	9,36	1,825
24.03.03	2,06	0,24	1,14	0,24	3,67	11,75	2,727
31.03.03	2,97	0,42	4,25	0,38	8,01	8,10	0,933

Tabelle C. 7: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 3 des Vertikalbeetes 4 (V43) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

DATUM	PKA Merzdorf, Vertikalbeet 4, Quadrant 3						
	V43-Prot.	V43-Kohl.	V43-Hum.	V43-DNS	V43-EPS	V43-Wasser(%)	V43-GV
27.02.02	1,63	0,29	n.d.	n.d.	1,92	18,16	4,570
14.03.02	0,68	0,25	n.d.	n.d.	0,93	19,74	2,668
21.03.02	2,35	0,35	n.d.	n.d.	2,70	17,38	2,420
03.04.02	6,47	0,96	n.d.	n.d.	7,44	26,36	2,133
10.04.02	3,09	1,05	n.d.	n.d.	4,14	5,24	1,009
17.04.02	3,89	0,52	n.d.	n.d.	4,41	8,05	1,271
24.04.02	8,54	2,24	n.d.	n.d.	10,78	6,29	0,419
06.05.02	2,94	0,72	n.d.	n.d.	3,66	7,92	1,258
15.05.02	3,84	0,38	n.d.	n.d.	4,23	9,90	1,202
21.05.02	1,62	0,36	n.d.	n.d.	1,98	8,94	1,573
29.05.02	3,87	0,95	n.d.	n.d.	4,83	22,34	1,209
05.06.02	2,84	0,42	n.d.	n.d.	3,27	11,87	1,756
12.06.02	1,77	0,21	n.d.	n.d.	1,99	8,09	1,537
19.06.02	1,28	0,43	n.d.	0,07	1,78	21,96	1,336
03.07.02	2,62	0,45	n.d.	1,90	4,96	22,93	1,676
10.07.02	3,47	0,18	n.d.	1,71	5,36	17,09	0,858
17.07.02	4,39	2,85	n.d.	1,95	9,19	22,12	1,084
24.07.02	4,29	0,15	n.d.	0,37	4,81	19,88	0,956
31.07.02	5,35	0,34	n.d.	0,57	6,26	17,04	2,836
07.08.02	5,61	0,91	n.d.	1,45	7,97	19,25	1,099
14.08.02	6,43	0,92	n.d.	0,81	8,15	13,59	1,716
21.08.02	2,96	1,01	n.d.	1,29	5,27	7,88	2,024
18.09.02	0,54	0,30	0,13	0,01	0,99	3,45	1,758
01.10.02	0,57	0,78	1,22	0,03	2,60	6,72	2,246
22.10.02	0,99	0,78	1,83	0,17	3,78	37,10	3,958
30.10.02	2,51	0,16	1,91	0,24	4,82	9,18	1,354
06.11.02	0,40	0,89	0,66	0,35	2,30	9,16	1,128
13.11.02	0,09	0,27	0,56	0,34	1,27	7,75	1,158
20.11.02	0,35	0,22	0,86	0,08	1,51	9,38	1,407
04.12.02	0,49	0,81	0,45	0,14	1,89	11,54	2,425
07.01.03	0,95	0,49	1,00	0,30	2,74	10,91	0,915
14.01.03	1,40	0,57	1,10	0,36	3,43	16,99	0,515
20.01.03	1,23	0,09	1,15	0,18	2,65	9,84	1,625
28.01.03	1,47	0,57	0,78	0,21	3,03	9,06	1,125
03.02.03	1,38	0,42	0,51	0,26	2,57	8,86	1,096
11.02.03	0,22	0,73	3,22	0,29	4,46	5,89	0,609
17.02.03	2,37	0,65	1,46	0,14	4,62	5,48	1,049
27.02.03	0,86	0,74	1,89	0,20	3,69	5,10	1,001
03.03.03	2,69	0,90	2,02	0,33	5,94	7,41	0,667
10.03.03	3,04	0,55	1,84	0,24	5,66	7,58	0,874
18.03.03	1,91	0,66	1,43	0,30	4,30	5,92	0,754
24.03.03	5,65	0,48	0,93	0,35	7,41	4,87	0,871
31.03.03	6,07	0,11	0,37	0,33	6,88	5,16	1,174

Tabelle C. 8: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) im Quadrant 4 des Vertikalbeetes 4 (V44) der PKA Merzdorf, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Wassergehalt und Glühverlust der Bodenproben.

PKA Merzdorf, Vertikalbeet 4, Quadrant 4							
DATUM	V44-Prot.	V44-Kohl.	V44-Hum.	V44-DNS	V44-EPS	V44-Wasser(%)	V44-GV
27.02.02	0,41	0,22	n.d.	n.d.	0,63	26,61	3,463
14.03.02	0,76	0,57	n.d.	n.d.	1,34	20,67	4,256
21.03.02	1,43	0,06	n.d.	n.d.	1,48	13,89	2,031
03.04.02	6,31	0,97	n.d.	n.d.	7,28	15,96	0,880
10.04.02	1,49	0,40	n.d.	n.d.	1,89	10,75	2,094
17.04.02	2,39	0,51	n.d.	n.d.	2,90	10,37	1,583
24.04.02	2,04	0,41	n.d.	n.d.	2,45	9,33	2,016
06.05.02	2,94	0,53	n.d.	n.d.	3,47	14,03	2,197
15.05.02	2,23	0,73	n.d.	n.d.	2,96	20,09	2,009
21.05.02	1,19	0,32	n.d.	n.d.	1,51	26,06	3,280
29.05.02	5,49	0,62	n.d.	n.d.	6,11	23,22	1,863
05.06.02	2,41	0,10	n.d.	n.d.	2,50	19,64	2,124
12.06.02	4,61	0,47	n.d.	n.d.	5,08	14,71	1,269
19.06.02	0,78	0,08	n.d.	0,40	1,26	22,88	2,378
03.07.02	2,10	0,30	n.d.	0,91	3,31	18,67	1,360
10.07.02	3,31	0,63	n.d.	1,95	5,90	14,72	1,226
17.07.02	3,12	0,69	n.d.	1,57	5,39	19,42	1,695
24.07.02	4,17	0,31	n.d.	0,42	4,90	19,00	1,459
31.07.02	4,34	0,36	n.d.	0,75	5,45	15,45	2,001
07.08.02	5,36	0,76	n.d.	1,34	7,46	16,31	1,400
14.08.02	6,48	0,90	n.d.	1,00	8,37	21,93	2,227
21.08.02	3,22	0,72	n.d.	1,29	5,23	19,72	3,146
18.09.02	0,57	0,87	0,44	0,08	1,95	17,08	4,010
01.10.02	0,95	0,96	0,46	0,05	2,42	22,26	5,344
22.10.02	0,64	0,73	0,86	0,14	2,37	16,48	2,547
30.10.02	0,55	0,13	0,19	0,24	1,11	19,64	3,881
06.11.02	0,45	0,34	0,65	0,19	1,62	20,30	3,897
13.11.02	0,21	0,29	0,72	0,18	1,39	21,67	4,321
20.11.02	0,23	0,32	0,46	0,04	1,05	18,64	2,995
04.12.02	1,46	0,77	1,19	0,16	3,58	16,07	2,386
07.01.03	1,28	0,41	1,36	0,17	3,22	17,35	2,220
14.01.03	0,78	0,23	0,27	0,12	1,40	30,20	2,841
20.01.03	2,00	0,23	1,43	0,34	3,99	16,79	2,498
28.01.03	1,49	0,59	1,30	0,29	3,68	16,58	1,909
03.02.03	1,65	0,62	0,96	0,10	3,32	12,51	1,512
11.02.03	2,58	0,88	0,96	0,23	4,65	12,73	1,648
17.02.03	1,78	0,87	0,96	0,15	3,75	10,50	1,415
27.02.03	1,52	0,67	0,96	0,27	3,42	8,64	1,415
03.03.03	1,83	1,00	1,12	0,30	4,26	12,49	1,913
10.03.03	4,67	1,63	2,24	0,58	9,13	22,65	1,507
18.03.03	4,16	1,36	2,37	0,30	8,19	14,67	1,677
24.03.03	3,92	1,17	2,16	0,44	7,69	10,28	1,027
31.03.03	4,68	0,54	2,70	0,37	8,28	19,09	1,508

Tabelle C. 9: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) in den Quadranten 1 und 2 des Vertikalbeetes 1 (V11 und V12) bzw. in den Quadranten 1 und 2 des Vertikalbeetes 2 (V21 und V22) der PKA Ließen, in Bezug auf die Bestandteile Protein und Kohlenhydrat sowie Glühverlust der Bodenproben.

PKA Ließen, Vertikalbeet 1, Quadranten 1 und 2								
DATUM	V11-Prot.	V11-Kohl.	V11-EPS	V11-GV	V12-Prot.	V12-Kohl.	V12-EPS	V12-GV
14.03.02	0,59	0,15	0,74	6,28	3,52	0,49	4,01	1,58
03.04.02	4,57	0,49	5,06	2,02	5,93	1,16	7,08	2,37
10.04.02	12,98	2,78	15,75	0,81	6,84	0,65	7,50	1,09
17.04.02	4,91	0,41	5,33	1,40	11,06	1,23	12,29	1,22
24.04.02	7,50	0,51	8,01	1,33	16,09	1,62	17,71	0,81
06.05.02	4,12	0,96	5,07	1,82	2,36	0,31	2,68	1,72
15.05.02	2,44	0,61	3,05	2,76	1,29	0,56	1,85	3,02
21.05.02	1,92	0,62	2,54	2,05	1,24	0,91	2,15	2,19
29.05.02	4,43	1,11	5,54	1,20	3,29	0,91	4,20	1,96
05.06.02	4,40	0,74	5,13	3,80	2,03	0,33	2,36	3,33
12.06.02	1,33	0,12	1,45	1,96	2,40	0,46	2,86	2,60
19.06.02	0,78	0,36	1,13	2,67	1,73	0,29	2,03	1,72
03.07.02	1,35	0,55	1,90	2,58	3,70	0,92	4,62	1,05
10.07.02	0,50	0,02	0,52	2,45	1,61	0,37	1,97	1,40
17.07.02	3,08	2,45	5,53	1,53	3,85	1,28	5,14	1,99
24.07.02	1,41	0,34	1,75	2,25	2,59	0,91	3,50	1,51
07.08.02	3,06	0,79	3,85	1,75	3,92	1,23	5,14	1,78
21.08.02	3,21	0,83	4,04	1,76	4,00	1,25	5,25	1,95
PKA Ließen, Vertikalbeet 2, Quadranten 1 und 2								
DATUM	V21-Prot.	V21-Kohl.	V21-EPS	V21-GV	V22-Prot.	V22-Kohl.	V22-EPS	V22-GV
14.03.02	2,50	0,42	2,92	1,60	2,60	0,42	3,01	1,25
21.03.02	2,50	0,42	2,92	1,60	2,60	0,42	3,01	1,25
03.04.02	5,73	1,65	7,38	1,23	2,05	0,81	2,86	2,06
10.04.02	1,34	1,11	2,45	1,69	2,03	1,16	3,18	1,16
17.04.02	1,93	0,14	2,08	4,78	4,11	0,70	4,81	3,12
24.04.02	6,30	1,56	7,86	0,89	5,08	0,72	5,80	1,19
07.08.02	5,85	1,36	7,21	2,10	5,92	1,14	7,06	1,28
21.08.02	6,19	1,53	7,72	1,59	6,09	1,38	7,47	2,05

Tabelle C. 10: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) in den Versuchssäulen T5 und T6 der UFA-Fabrik, in Bezug auf die Bestandteile Protein, Kohlenhydrat, Huminstoff und DNS sowie Glühverlust der Bodenproben

Versuchssäule T5 der UFA-Fabrik						
DATUM	T5-Prot.	T5-Kohl.	T5-Hum.	T5-DNS	T5-EPS	T5-GV
09.10.02	1,38	0,88	2,17	0,22	4,65	0,85
13.11.02	1,48	0,96	3,57	0,29	6,29	0,79
31.03.03	2,99	1,03	7,49	0,49	11,99	0,92
28.05.03	3,63	1,36	11,58	0,79	17,36	1,60
18.06.03	5,38	2,43	17,20	1,56	26,57	1,41
03.09.03	10,99	1,86	7,52	0,47	20,84	1,44
05.11.03	12,29	3,95	12,82	1,60	30,65	0,96
Versuchssäule T6 der UFA-Fabrik						
DATUM	T6-Prot.	T6-Kohl.	T6-Hum.	T6-DNS	T6-EPS	T6-GV
01.10.02	1,55	1,73	1,36	0,09	4,73	0,81
09.10.02	1,53	1,08	9,33	0,40	12,34	0,69
30.10.02	5,30	0,14	3,13	0,28	8,86	0,87
13.11.02	0,37	0,35	1,32	0,39	2,43	1,03
27.11.02	0,40	0,30	1,99	0,06	2,75	0,65
28.05.03	3,54	1,15	9,03	0,46	14,18	1,23
18.06.03	5,11	1,79	10,20	0,57	17,66	2,02
03.09.03	9,13	2,09	12,27	0,58	24,07	1,38
05.11.03	10,56	3,48	12,87	0,59	27,50	0,79

Tabelle C. 11: Zusammenfassung der Ergebnisse bei der Untersuchung von extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) in der Tiefe der PKA Merzdorf sowie Glühverlust der Bodenproben

		EPS Total (mg/g oTS)			
DATUM	PROBE	0 - 5 cm	30 cm	50 cm	70 cm
19.06.02	V41 i.B.	2,02	3,45	2,35	2,06
10.07.02	V44 kolm.	5,90	2,24	1,84	2,18
24.07.02	V42 kolm.	5,08	2,46	2,15	2,72
07.08.02	V42 kolm.	6,65	2,30	2,01	2,16
01.10.02	V42 a.B.	1,73	5,27	4,29	3,61
27.11.02	V32 i.B.	3,38	2,77	2,61	2,51
28.01.03	V32 kolm.	7,21	3,75	3,08	2,87
27.02.03	V32 a.B.	3,93	3,75	3,87	3,20
31.03.03	V41 i.B.	9,67	5,68	3,80	3,25
31.03.03	V42 i.B.	8,01	5,21	3,84	3,34
31.03.03	V44 i.B.	8,28	4,95	3,44	3,14
		Glühverlust (%)			
19.06.02	V41 i.B.	1,73	1,21	0,79	0,60
10.07.02	V44 kolm.	1,23	1,66	0,62	0,67
24.07.02	V42 kolm.	1,87	0,58	0,59	0,31
07.08.02	V42 kolm.	0,76	0,79	0,72	0,44
01.10.02	V42 a.B.	3,95	1,12	1,24	0,79
27.11.02	V32 i.B.	1,24	0,75	0,56	0,36
28.01.03	V32 kolm.	2,50	1,50	0,64	0,47
27.02.03	V32 a.B.	3,47	1,17	1,22	0,80
31.03.03	V41 i.B.	1,58	1,21	0,66	0,60
31.03.03	V42 i.B.	0,93	0,82	0,61	0,58
31.03.03	V44 i.B.	1,51	1,55	0,57	0,53