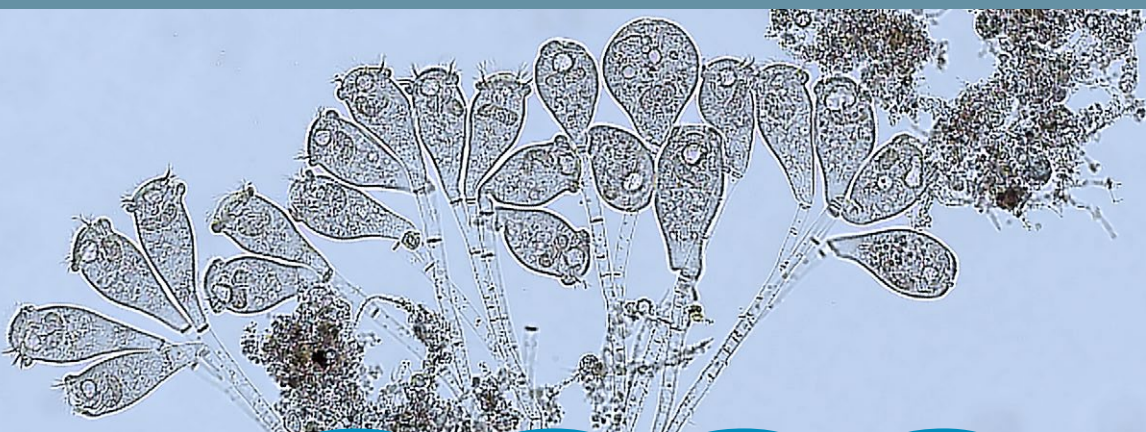




Das mikroskopische Bild bei der biologischen Abwasserreinigung



W



Das mikroskopische Bild bei der biologischen Abwasserreinigung

IMPRESSUM

Das mikroskopische Bild bei der biologischen Abwasserreinigung

ISBN: 978-3-936385-98-4

Herausgeber:

Bayerisches Landesamt für Umwelt (LfU)
Bürgermeister-Ulrich-Straße 160
86179 Augsburg
Telefon: 0821 9071-0
E-Mail: poststelle@lfu.bayern.de
Internet: www.lfu.bayern.de

Redaktion:

LfU, Referat 67; Redaktionsleitung: Dr. Wilfried Pinther

Externe:

Arbeitsgruppe KA 6.1 „Mikrobiologie in der Abwasserreinigung“ in der DWA (Deutsche Vereinigung für Wasserwirtschaft, Abwasser und Abfall e. V., Hennef), Leitung: Dr. Marina Ettl (Yara GmbH, Alpen-Veen); weitere Arbeitsgruppenmitglieder: Miriam Hachenberg (Wupperverband, Wuppertal), Kerstin Heinig (Berliner Wasserbetriebe, Berlin), PDin Dr.-Ing. Christine Helmer-Madhok (Leibniz Universität Hannover, Hannover), Urs Holliger (Amt für Abfall, Wasser, Energie und Luft, Zürich), Dr. Norbert Kreuzinger (TU Wien, Wien), Allegra Lokay (Abwasserverband Obere Gesprenz, Brensbach), Dr. Edith Nettmann (Ruhr-Universität Bochum, Bochum)

Regierung von Schwaben, Thomas Wittling

Wasserwirtschaftsamt Kempten, Dirk Klos, Olav König

Layout:

LfU, Referat 13 u. Thomas Hlauschek

Bildnachweis:

siehe Seite 266

Druck:

Himmer GmbH Druckerei & Verlag
Steinerne Furt 95
86167 Augsburg

Stand:

überarbeitete Neuauflage, Oktober 2022

Auflage:

6.000 Stück

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte sind vorbehalten. Die publizistische Verwertung der Veröffentlichung – auch von Teilen – wird jedoch ausdrücklich begrüßt. Bitte nehmen Sie Kontakt mit dem Herausgeber auf, der Sie – wenn möglich – mit digitalen Daten der Inhalte und bei der Beschaffung der Wiedergaberechte unterstützt.

Diese Publikation wurde mit großer Sorgfalt zusammengestellt. Eine Gewähr für die Richtigkeit und Vollständigkeit kann dennoch nicht übernommen werden. Für die Inhalte fremder Internetangebote sind wir nicht verantwortlich.

BAYERN | DIREKT ist Ihr direkter Draht zur Bayerischen Staatsregierung. Unter Tel. 089 12 22 20 oder per E-Mail unter direkt@bayern.de erhalten Sie Informationsmaterial und Broschüren, Auskunft zu aktuellen Themen und Internetquellen sowie Hinweise zu Behörden, zuständigen Stellen und Ansprechpartnern bei der Bayerischen Staatsregierung.



INHALT

| | |
|---|-----------|
| Vorwort | 9 |
| 1 Einleitung | 11 |
| 2 Abwasserreinigungsverfahren und biologische Grundlagen | 15 |
| 2.1 Belebungsverfahren | 18 |
| 2.1.1 Belebungsanlagen mit Nachklärbecken | 18 |
| 2.1.2 Belebungsanlagen im Aufstaubetrieb (SBR-Anlagen) | 19 |
| 2.1.3 Membranbelebungsanlagen | 20 |
| 2.1.4 Belebungsanlagen mit granulären Schlämmen | 20 |
| 2.2 Biofilmanlagen | 20 |
| 2.2.1 Tropfkörperanlagen | 20 |
| 2.2.2 Tauchkörperanlagen | 21 |
| 2.2.3 Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern | 22 |
| 2.2.4 Biofilter zur Abwasserreinigung | 23 |
| 2.3 Naturnahe Abwasseranlagen | 23 |
| 2.3.1 Abwasserteichanlagen | 23 |
| 2.3.2 Bepflanzte und unbepflanzte Filter | 23 |
| 2.4 Funktionsweise der biologischen Abwasserreinigung | 24 |
| 2.4.1 Grundlagen der biologischen Abwasserreinigung | 25 |
| 2.4.2 Bedeutung der Belüftung in der biologischen Stufe | 25 |
| 2.4.3 Anpassung und Selektion von Organismen | 25 |
| 2.4.4 Bakterienwachstum und Trockensubstanz, Überschussschlammabzug | 26 |
| 2.4.5 Bakterienwachstum und Schlammbelastung | 26 |
| 2.4.6 Bakterienwachstum und Schlammalter | 27 |
| 2.4.7 Bakterienwachstum und Temperatur | 27 |
| 3 Das Mikroskop | 29 |
| 3.1 Aufbau und Funktion | 30 |
| 3.2 Anforderungen an die Ausstattung | 31 |
| 3.2.1 Stativ, Tubus und Okulare | 31 |
| 3.2.2 Objektivrevolver und Objektive | 32 |
| 3.2.3 Präparatetisch | 32 |
| 3.2.4 Beleuchtung und Kondensator | 32 |
| 3.3 Einstellung des Mikroskops | 32 |
| 3.3.1 Zentrieren der Beleuchtungseinrichtung | 33 |
| 3.3.2 Einstellen der Bildebene und Dioptrienausgleich | 33 |
| 3.3.3 Justierung der Leuchtfeldblende und des Kondensators (Köhlersche Beleuchtung) | 34 |
| 3.3.4 Abstimmen des Phasenkontrastes | 34 |
| 3.4 Pflege und allgemeine Hinweise | 37 |
| 3.5 Fehlersuche | 37 |

| | | |
|----------|---|-----------|
| 4 | Probenahme, Präparate und Mikroskopieren | 39 |
| 4.1 | Probenahme | 40 |
| 4.1.1 | Biologische Reinigungsstufe | 40 |
| 4.1.2 | Biofilme | 41 |
| 4.2 | Herstellen von Präparaten | 42 |
| 4.3 | Färbungen von Mikroorganismen und Fadenbakterien | 43 |
| 4.3.1 | Gram- und Neisser-Färbung | 43 |
| 4.3.2 | Kristallviolett-färbung | 44 |
| 4.3.3 | Schwefel-Einlagerungstest | 44 |
| 4.4 | Betrachten der Präparate | 45 |
| 4.5 | Größenbestimmung mit dem Mikroskop | 48 |
| 5 | Probenbeschaffenheit, Dokumentation | 51 |
| 5.1 | Farbe und Geruch der Schlamm- oder Biofilmprobe | 53 |
| 5.1.1 | Farbe | 53 |
| 5.1.2 | Geruch | 54 |
| 5.2 | Flockengröße und Flockenstruktur | 54 |
| 5.2.1 | Größe der Flocke | 54 |
| 5.2.2 | Struktur der Flocke | 55 |
| 5.3 | Abschätzen der Organismendichte | 56 |
| 5.3.1 | Vorkommen | 56 |
| 5.3.2 | Häufigkeit | 58 |
| 5.3.3 | Gesamtfädigkeit | 59 |
| 5.4 | Erfassung der Indikatororganismen mit dem Dokumentationsformblatt | 60 |
| 6 | Identifizierung der Indikatororganismen – Bestimmungsschlüssel | 63 |
| 6.1 | Aufbau des Bestimmungsschlüssels | 64 |
| 6.2 | Bestimmungsschlüssel Tafeln I bis IX | 71 |
| 6.2.1 | Tafel I: Bestimmungsschlüssel Übersicht | 72 |
| 6.2.2 | Tafel II: Fadenförmige Strukturen | 73 |
| 6.2.3 | Tafel III: Auffallend große Organismen (Ein- und Mehrzeller), oft lebhafte Bewegung | 74 |
| 6.2.4 | Tafel IV: Rädertiere, Bärtierchen und Bauchhärlinge | 75 |
| 6.2.5 | Tafel V: Geißeltierchen | 76 |
| 6.2.6 | Tafel VI/1: Freischwimmende oder auf Cirren schreitende Ciliaten (Wimpertierchen) | 77 |
| 6.2.7 | Tafel VI/2: Freischwimmende Wimpertierchen (Fortsetzung Tafel VI/1) | 78 |
| 6.2.8 | Tafel VII: Festsitzende Wimpertierchen und Sauginfusorien | 79 |
| 6.2.9 | Tafel VIII: Wechseltierchen und Wimpertierchen | 80 |
| 6.2.10 | Tafel IX: Sonstige | 81 |

| | | |
|----------|--|------------|
| 7 | Identifizierung der Fadenbakterien – Bestimmungsschlüssel | 83 |
| 7.1 | Merkmale fadenförmiger Bakterien – Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ | 84 |
| 7.1.1 | Unterscheidungsmerkmale fadenförmiger Bakterien im Lebendpräparat | 84 |
| 7.1.2 | Unterscheidungsmerkmale fadenförmiger Bakterien in gefärbten Trockenpräparaten | 88 |
| 7.1.3 | Erfassung mit dem Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ | 88 |
| 7.2 | Hinweise zur Handhabung des Fadenbakterienschlüssels | 90 |
| 8 | Steckbriefe der Organismen im Belebtschlamm | 95 |
| 8.1 | Bakterien, die keine Fäden bilden | 102 |
| 8.2 | Bakterien, die Fäden bilden | 108 |
| 8.2.1 | Niedriglastbakterien | 108 |
| 8.2.2 | Hochlastbakterien | 115 |
| 8.2.3 | Schwefelbakterien | 121 |
| 8.2.4 | Sonstige | 124 |
| 8.3 | Cyanobakterien (Blaualgen) | 126 |
| 8.4 | Pilze | 127 |
| 8.5 | Flagellaten (Geißeltierchen) | 128 |
| 8.6 | Amöben (Wechseltierchen) | 131 |
| 8.7 | Ciliaten (Wimpertierchen) | 134 |
| 8.7.1 | Festsitzende Ciliaten | 134 |
| 8.7.2 | Schreitende Ciliaten | 147 |
| 8.7.3 | Schwimmende/gleitende Ciliaten | 150 |
| 8.8 | Rotatorien (Rädertiere) | 168 |
| 8.9 | Würmer | 170 |
| 8.10 | Weitere Mehrzeller | 172 |
| 8.11 | Algen | 179 |
| 8.12 | Sonstige Strukturen im mikroskopischen Bild | 180 |
| 9 | Lebensgemeinschaften der biologischen Abwasserreinigung | 183 |
| 9.1 | Nahrungsgeflechte in der Abwasserreinigung | 184 |
| 9.1.1 | Zusammensetzung und Aktivität | 184 |
| 9.1.2 | Vermehrung | 185 |
| 9.1.3 | Nahrungspyramide | 185 |
| 9.1.4 | Flockenbildung | 187 |
| 9.1.5 | Typen von Schlammflocken | 188 |
| 9.1.5.1 | Schlammflocken einer schwachbelasteten Anlage | 188 |
| 9.1.5.2 | Schlammflocken einer mittelbelasteten Anlage | 189 |
| 9.1.5.3 | Schlammflocken einer hochbelasteten Anlage | 189 |
| 9.1.5.4 | Sonderform – Blähschlamm | 189 |
| 9.1.5.5 | Sonderform – Primärschlammflocke | 189 |

| | | |
|------------|---|------------|
| 9.2 | Lebensgemeinschaften in Belebungsanlagen | 190 |
| 9.2.1 | Belebtschlamm aus Anlagen mit C-Abbau, Nitrifikation und Denitrifikation | 190 |
| 9.2.2 | Schlammcharakteristika in hochbelasteten Anlagen | 190 |
| 9.2.3 | Schlammcharakteristika bei Sauerstoffmangel | 191 |
| 9.2.4 | Schlammcharakteristika in der Einfahrphase | 191 |
| 9.2.5 | Gestörter Schlamm | 191 |
| 9.2.6 | Einseitig zusammengesetzter Schlamm | 191 |
| 9.2.7 | Vergifteter Schlamm | 192 |
| 9.3 | Lebensgemeinschaften in Biofilmen | 192 |
| 9.3.1 | Tropfkörperanlagen | 192 |
| 9.3.2 | Tauchkörperanlagen | 193 |
| 9.3.3 | Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern, Biofilter | 193 |
| 9.4 | Lebensgemeinschaften in naturnahen Abwasserbehandlungsanlagen | 194 |
| 9.4.1 | Abwasserteiche | 194 |
| 9.4.2 | Bepflanzte und unbepflanzte Filter | 195 |
| 10 | Spezielle Biologie der Fadenbakterien | 197 |
| 10.1 | Umgang mit Betriebsproblemen durch Fadenbakterien | 199 |
| 10.2 | Möglichkeiten der Identifikation von Fadenbakterien | 200 |
| 10.2.1 | Die mikroskopische Analyse | 200 |
| 10.2.2 | Die Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH) | 201 |
| 10.3 | Selektionsbedingungen und spezifische Bekämpfung von Fadenbakterien | 201 |
| 10.3.1 | Schwefelbakterien | 202 |
| 10.3.2 | Gram-negative Bakterien aus „Hochlastanlagen“ | 203 |
| 10.3.3 | Gram-positive Bakterien aus „Niedriglastanlagen“ | 204 |
| 11 | Interpretation des mikroskopischen Bildes | 207 |
| 11.1 | Umgang mit den Formblättern „Dokumentation“ und „Bewertung“ | 208 |
| 11.1.1 | Manuelle Auswertung mit gedruckten Formblättern | 209 |
| 11.1.2 | Verwendung des Excel-Tools | 211 |
| 11.2 | Anwendung der Formblätter „Dokumentation MB“ und „Bewertung MB“ – Fallbeispiel mit Excel-Tool | 214 |
| 11.2.1 | Bewertung der Indikatororganismen im mikroskopischen Bild | 214 |
| 11.2.2 | Bewertung der Fadenbakterien | 218 |
| 12 | Hinweise auf Betriebsstörungen und Handlungsempfehlungen zur Beseitigung | 221 |
| 12.1 | Allgemeine Hinweise auf Betriebsstörungen | 222 |
| 12.1.1 | Anzeige von Sauerstoffunterversorgung | 222 |
| 12.1.2 | Fäulnisanzeiger im belüfteten Teil der Biologie | 223 |
| 12.1.3 | Anzeige hoher Belastung im belüfteten Teil (bei rechnerisch niedriger Belastung) | 224 |
| 12.1.4 | Stabiler Betrieb trotz Überschreitung von Überwachungswerten | 224 |
| 12.1.5 | Anzeige eines instabilen Betriebes im belüfteten Teil | 225 |
| 12.1.6 | Anzeige von Giftwirkung | 225 |

| | | |
|-------------|---|------------|
| 12.1.7 | Anzeige einer zu niedrigen Säurekapazität | 226 |
| 12.1.8 | Artenarme Biozönose im belüfteten Teil | 227 |
| 12.2 | Betriebsstörungen bei Belebungsanlagen | 227 |
| 12.2.1 | Blähschlamm | 227 |
| 12.2.2 | Schwimmschlamm/Schaum | 229 |
| 12.3 | Betriebsstörungen bei Tropfkörperanlagen | 230 |
| 12.3.1 | Starker Bewuchs mit Schwefelbakterien, Pilzen oder fadenförmigen Bakterien | 230 |
| 12.3.2 | Massenentwicklung von Tropfkörperfliegen, Insektenlarven und Würmern | 231 |
| 12.3.3 | Geruchsbelästigung | 231 |
| 12.4 | Betriebsstörungen bei Tauchkörperanlagen | 231 |
| 12.4.1 | Schwefelbakterien auf der ersten Walze, Geruchsbildung | 231 |
| 12.4.2 | Geringer oder kein Biofilm auf der letzten Walze | 231 |
| 12.4.3 | Verschlämmung der Tauchkörper | 232 |
| 13 | Weitergehende molekularbiologische Untersuchungen | 233 |
| 13.1 | Potenzial molekularbiologischer Untersuchungen | 234 |
| 13.1.1 | Grundprinzip der molekularbiologischen Methoden | 235 |
| 13.1.2 | Definitionen und Begriffe | 236 |
| 13.2 | Fluoreszenzmikroskopische Methoden | 237 |
| 13.2.1 | Fluoreszenzmikroskop | 237 |
| 13.2.2 | Fluoreszenzfarbstoffe (Fluorochrome) | 238 |
| 13.2.3 | Wissenswertes über die Fluoreszenzmikroskopie | 238 |
| 13.2.4 | Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH) | 238 |
| 13.2.5 | Weitere fluoreszenzbasierte Methoden | 240 |
| 13.2.5.1 | Ermittlung der Gesamtzellzahl | 240 |
| 13.2.5.2 | Quantifizierung lebender und toter Bakterien (Live-Dead stain) | 242 |
| 13.2.5.3 | Bestimmung der allgemeinen Stoffwechselaktivität von Bakterien | 242 |
| 13.3 | DNA-basierte Analysen zur Bestimmung der Zusammensetzung mikrobieller Gemeinschaften | 243 |
| 14 | Fachausdrücke / Glossar | 245 |
| 15 | Literatur | 257 |
| 16 | Anlagen | 261 |
| | Formblatt Dokumentation mikroskopisches Bild | 262 |
| | Formblatt Dokumentation Fadenbakterien | 263 |
| | Formblatt Bewertung Fadenbakterien | 264 |
| | Formblatt Bewertung mikroskopisches Bild | 265 |
| | Bildnachweis | 266 |
| | Danksagung | 268 |

VORWORT

Mikroorganismen leisten einen wesentlichen Beitrag zur Abwasserreinigung auf kommunalen Kläranlagen. Mit mikroskopischen Untersuchungen des belebten Schlammes können – neben physikalischen und chemischen Befunden – aussagekräftige Informationen zum betrieblichen Zustand der Anlagen gewonnen werden. Das so genannte „mikroskopische Bild“ ermöglicht einen direkten Einblick in die Lebenswelt der Organismen, mit deren Hilfe die Abwasserreinigung erfolgt.

Die vorangegangene Auflage des vom damaligen Bayerischen Landesamt für Wasserwirtschaft im Jahr 1999 herausgegebenen Informationsberichts „Das mikroskopische Bild bei der biologischen Abwasserreinigung“ hat als das „Blaue Buch“ weit über Bayern hinaus Anerkennung in der Fachwelt und insbesondere Eingang in die Aus- und Weiterbildung des Betriebspersonals auf Kläranlagen gefunden. In vielen Bundesländern und im europäischen Ausland wird das Blaue Buch eingesetzt, in Anlehnung daran wurden mehrere Schriften ähnlicher Art veröffentlicht. Die vorliegende Neuauflage haben wir unter Mitwirkung einiger ehemaliger Autoren und weiterer Experten erarbeitet. Dabei flossen die neuesten Erkenntnisse aus der Abwasserbiologie sowie die langjährigen Erfahrungen bei der Anwendung des mikroskopischen Bildes auf unterschiedlichsten Kläranlagentypen ein.

Neben der textlichen und bildlichen Überarbeitung wurden insbesondere die Bestimmungsschlüssel sowie die Beschreibungen der Mikroorganismen („Steckbriefe“) umfassend erneuert und um einige Indikatororganismen erweitert. Ein neu entwickeltes Excel-Tool ermöglicht die Erfassung und Bewertung der Biozönose in elektronischer Form in Anlehnung an die bisherigen Formblätter; es ersetzt das EDV-Programm aus dem Jahr 2002. Auf fadenförmig wachsende Bakterien wird in gesonderten Kapiteln eingegangen; neu ist ein Exkurs in aktuelle molekularbiologische Untersuchungsverfahren.

Allen Beteiligten, die an der Erstellung der Neuauflage mitgewirkt haben, danke ich für ihre kompetente und engagierte Arbeit. Ich freue mich, wenn auch die Neuauflage des Blauen Buches als praxismgerechte Arbeitshilfe Akzeptanz findet und einen wichtigen Beitrag zum optimalen Betrieb von Kläranlagen und damit zum nachhaltigen Schutz unserer Gewässer leistet.

Bayerisches Landesamt für Umwelt, Augsburg im Oktober 2022

Dr. Christian Mikulla

Präsident des Bayerischen Landesamtes für Umwelt



Einleitung

Wasser ist in vielfältiger Hinsicht Lebensgrundlage und eine unserer wertvollsten Ressourcen. Es kommt als Trinkwasser in die Haushalte und Betriebe und wird nach seinem Gebrauch als Abwasser in Kläranlagen behandelt. Bei der biologischen Reinigung sind vor allem Mikroorganismen am Werk. Wie diese Lebenswelt erfasst und bewertet werden kann, um im Sinne eines nachhaltigen Gewässerschutzes optimale Abwasserreinigung betreiben zu können, soll die Arbeitshilfe aufzeigen.

Kapitel 1

Einleitung

12



1 EINLEITUNG

Für unser bloßes Auge verborgen zeigt sich unter dem Mikroskop eine faszinierende Lebenswelt: Wasser in Bächen, Flüssen oder Seen enthält eine Vielfalt unterschiedlichster Mikroorganismen wie Bakterien, Pilze sowie ein- und mehrzellige höhere Organismen. Diese komplexe und dynamische Biozönose (Lebensgemeinschaft) bewältigt einen wesentlichen Teil der Ab- und Umbauprozesse in Gewässern.

Solche Mikroorganismen finden sich auch in Kläranlagen wieder. Diese Lebensgemeinschaft mit ihrer Fähigkeit, organische und anorganische Verbindungen ab- oder umzubauen, reduziert dann die Konzentration der Schmutzstoffe im Abwasser oder baut sie vollständig ab. Mikroorganismen sind somit sowohl ein wesentlicher Teil der natürlichen Selbstreinigungsprozesse in Gewässern als auch der biologischen Abwasserreinigung. In Kläranlagen werden die grundlegenden biologischen Prozesse, wie sie in den Gewässern natürlicherweise vorkommen, mit dem Ziel „Abwasserreinigung“ optimiert.

Mikroskopische Untersuchungen des Belebtschlammes („mikroskopisches Bild“) ergänzen die im Rahmen der Eigenüberwachung durchzuführenden Messungen und Analysen der chemisch-physikalischen Parameter durch einen direkten Einblick in die Lebenswelt der Organismen, mit deren Hilfe die biologische Abwasserreinigung erfolgt. Daraus können vielfältige Schlussfolgerungen gezogen werden, z. B. zur Bestätigung eines stabilen Betriebs oder zur frühzeitigen Erkennung von Betriebsstörungen und deren Ursachen sowie zu geeigneten Abhilfemaßnahmen. Das mikroskopische Bild ist damit ein wichtiger Teil der Qualitätssicherung und der Plausibilitätskontrolle vieler Analysen- und Messergebnisse im Rahmen der Eigenüberwachung.



Abb. 1.1 (l.): Mikroskopische Betrachtung einer Belebtschlammprobe; im rechts dargestellten Präparat (Abb. 1.2) sind mehrere freischwimmende Ciliaten (*Cyclidium* spp.) zu sehen.

Das aktualisierte Blaue Buch legt den Fokus auf die praktische Durchführung des mikroskopischen Bildes. Nach allgemeinen Ausführungen zu verschiedenen Abwasserreinigungsverfahren und den grundlegenden biologischen Vorgängen (Kapitel 2) folgen Erläuterungen zum Mikroskop (Kapitel 3) sowie Ausführungen zur Probengewinnung und -vorbereitung (Kapitel 4), mit Schwerpunkt auf Belebungs- und Biofilmanlagen. Weitergehende Informationen zur Flockenstruktur, zum Vorkommen der Organismen sowie zu weiteren charakteristischen Eigenschaften des Belebtschlammes werden in Kapitel 5 besprochen, diese Basisinformationen werden auch im Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“ festgehalten. In Kapitel 6 wird die Vorgehensweise zur Bestimmung der Organismen erörtert („Bestimmungsschlüssel“), um die im Mikroskop gefundenen Organismen möglichst zielsicher zu identifizieren und das Formblatt weiter auszufüllen.

Neu ist Kapitel 7, das die Bestimmung von Fadenbakterien inklusive Färbemethoden behandelt; die daraus abgeleiteten Informationen werden in das Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ eingetragen. In Kapitel 8 sind vertiefende Daten zu den einzelnen Indikatororganismen inklusive Fadenbakterien zusammengetragen („Steckbriefe“). Sie beschreiben charakteristische äußere Merkmale sowie die typischen Lebensbedingungen, die diese Organismen indizieren. Markante Zeichnungen und Fotos sollen ein Erkennen und Bestimmen erleichtern. Weitere biologische Details zur Nahrungsverflechtung und zu charakteristischen Lebensgemeinschaften im Abwasser finden sich in Kapitel 9. Mit Kapitel 10 werden dann die spezifischen biologischen Eigenheiten der Fadenbakterien detaillierter dargestellt und im Zusammenhang mit gegebenenfalls auftretenden Betriebsproblemen erörtert. Im Kapitel 11 wird beschrieben, wie mit Hilfe von Formblättern die mikroskopischen Feststellungen dokumentiert und ausgewertet werden. Dies kann sowohl manuell als auch mit einem Excel-Tool digital durchgeführt werden und hilft bei der Interpretation der Befunde für die Steuerung des Anlagenbetriebs. Mit Kapitel 12 werden Hinweise auf Betriebsstörungen sowie Handlungsempfehlungen zu deren Beseitigung gegeben. Kapitel 13 gibt Einblicke in moderne molekularbiologische Untersuchungsverfahren. Kapitel 14 und 15 behandeln Fachausdrücke und geben Literaturhinweise.

Mit dieser Arbeitshilfe soll die Durchführung des mikroskopischen Bildes insbesondere bei Belebungs- und Biofilmanlagen einfacher, präziser und zielgerichtet ermöglicht werden. Das Hauptaugenmerk liegt dabei auf kommunalen Kläranlagen. Bei industriellen Anlagen ist aufgrund der speziellen Abwasserzusammensetzung eine fallspezifische Interpretation der Ergebnisse vorzunehmen. In naturnahen Systemen, zu denen die Abwasserteich- und Pflanzenkläranlagen gezählt werden, tragen neben den Einzellern vor allem mehrzellige Organismen (Metazoen) und – besonders in Abwasserteichen – auch Algen zur Stabilität der Lebensgemeinschaft bei. Zwar liefert das mikroskopische Bild auch bei Abwasserteich- und Pflanzenkläranlagen Einblicke in die dortigen Lebensgemeinschaften, eine Interpretation der Befunde wie bei Belebungsanlagen ist jedoch nur bedingt möglich. In dieser Arbeitshilfe wird daher nicht detailliert auf diese Anlagen eingegangen.

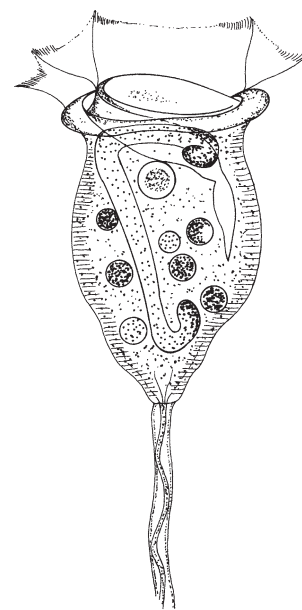


Abb. 1.3 (o.) und 1.4 (u.): Einfacheres Erkennen und Bestimmen der Mikroorganismen durch aussagekräftige Grafiken und Fotos (Beispiel: *Vorticella convallaria*-Typ)

Abwasserreinigungsverfahren und biologische Grundlagen

Bei der biologischen Abwasserreinigung in Kläranlagen werden unterschiedliche Verfahren eingesetzt. Allen gemeinsam ist die Nutzung von Mikroorganismen, insbesondere Bakterien, die verschiedenste Stoffe als Nahrung aufnehmen und für Stoffwechselaktivitäten verwenden. Dadurch wird das Abwasser von Schmutzstoffen weitestgehend befreit; übrig bleiben gereinigtes Abwasser und Klärschlamm.

Kapitel 2

| | |
|--|-----------|
| Abwasserreinigungsverfahren und biologische Grundlagen | 16 |
| 2.1 Belebungsverfahren | 18 |
| 2.1.1 Belebungsanlagen mit Nachklärbecken | 18 |
| 2.1.2 Belebungsanlagen im Aufstaubetrieb (SBR-Anlagen) | 19 |
| 2.1.3 Membranbelebungsanlagen | 20 |
| 2.1.4 Belebungsanlagen mit granulären Schlämmen | 20 |
| 2.2 Biofilmanlagen | 20 |
| 2.2.1 Tropfkörperanlagen | 20 |
| 2.2.2 Tauchkörperanlagen | 21 |
| 2.2.3 Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern | 22 |
| 2.2.4 Biofilter zur Abwasserreinigung | 23 |
| 2.3 Naturnahe Abwasseranlagen | 23 |
| 2.3.1 Abwasserteichanlagen | 23 |
| 2.3.2 Bepflanzte und unbepflanzte Filter | 23 |
| 2.4 Funktionsweise der biologischen Abwasserreinigung | 24 |
| 2.4.1 Grundlagen der biologischen Abwasserreinigung | 25 |
| 2.4.2 Bedeutung der Belüftung in der biologischen Stufe | 25 |
| 2.4.3 Anpassung und Selektion von Organismen | 25 |
| 2.4.4 Bakterienwachstum und Trockensubstanz, Überschuss- schlammabzug | 26 |
| 2.4.5 Bakterienwachstum und Schlammbelastung | 26 |
| 2.4.6 Bakterienwachstum und Schlammalter | 27 |
| 2.4.7 Bakterienwachstum und Temperatur | 27 |



2 ABWASSERREINIGUNGSVERFAHREN UND BIOLOGISCHE GRUNDLAGEN

In biologischen Kläranlagen werden die natürlichen Selbstreinigungsprozesse in Gewässern für die Abwasserreinigung nachvollzogen, indem mit Hilfe von technischen Maßnahmen optimale Lebensbedingungen für die Mikroorganismen bereitgestellt werden. Die Mikroorganismen verarbeiten die im Abwasser enthaltenen energiereichen, hochmolekularen Verbindungen und bauen sie zu Zwischen- und energiearmen Endprodukten wie Kohlendioxid (CO₂) und Wasser (H₂O) um. Die gewonnene Energie sowie organische Abbau- und Zwischenprodukte nutzen sie für Stoffwechsel und Vermehrung.

Die unterschiedlichen Lebensformen werden nach biologischen Kriterien in verschiedene Klassen eingeteilt (siehe Kapitel 6, 7 und 8). Die zu den Prokaryonten zählenden einzelligen Bakterien leisten bei der Abwasserreinigung die Hauptarbeit. Von den Bakterien ernähren sich höhere Einzeller, wie z. B. Wimpertierchen oder Geißeltierchen, die wiederum von noch komplexer aufgebauten Mehrzellern gefressen werden. Die verschiedenen Organismen leben in komplexen Wechselbeziehungen miteinander. Stabile Betriebsverhältnisse in der Kläranlage und eine weitestgehend gleichbleibende Zusammensetzung des Abwassers ermöglichen, dass die Lebensgemeinschaften in Biofilmen oder Schlammflocken die gewünschte Reinigungsarbeit leisten können.

Biologische Kläranlagen können unterschieden werden in:

- Belebungsanlagen als Verfahren mit suspendierten Schlammflocken
- Biofilmanlagen mit verschiedenen Aufwuchsmaterialien, auf welchen die Mikroorganismen einen Biofilm bilden
- Abwasserteich- und Pflanzenkläranlagen als naturnahe Verfahren

Die Lebensgemeinschaft der Mikroorganismen bildet räumliche Einheiten, z. B. Flocken oder Biofilme. Dabei lagern sich die Bakterien mit ihren Schleimhüllen an einen überwiegend aus anorganischem Material bestehenden Kern (z. B. Bodenteilchen oder Fasern) oder an eine Oberfläche (z. B. Tropfkörperfüllmaterial) an. Die fortwährende Zellteilung der Bakterien führt zum Anwachsen der Zellverbände bis zu sichtbaren Schlammflocken oder Biofilmen im Millimeterbereich. Die Flocken oder der Abrieb der Biofilme haben in der Regel ein größeres spezifisches Gewicht als Wasser und setzen sich daher im Nachklärbecken vom gereinigten Abwasser ab.

Die Mikroorganismen kommen in drei Bereichen vor:

a) Freie flüssige Phase

- Hier finden sich freie Bakterien und schwimmende Organismen, die sich im Nachklärbecken üblicherweise nicht absetzen.
- Es bestehen kurze Diffusionswege für die Versorgung der Organismen mit Nährstoffen und gelösten Gasen (vor allem Sauerstoff).

b) Flocken

- Die Organismen sind an einer Flockenstruktur fixiert, die aus Feststoffen wie Fasern oder Bodenteilen sowie organischen Verbindungen besteht; die Größe der Flocken ist unterschiedlich, sie liegt in der Regel im Millimeterbereich; die Flocken entwickeln eine höhere Dichte als Wasser und setzen sich im Nachklärbecken ab.
- Die Versorgung der Mikroorganismen mit Nährstoffen und Sauerstoff ist abhängig von der Lage in der Flocke; es bildet sich ein Stoffgradient aus, der sich mit dem Abstand vom Flockenrand verändert.

c) Biofilm

- Die Mikroorganismen sind an einer festen Oberfläche wie dem Aufwuchsmaterial eines Tropfkörpers oder auch an Beckeneinbauten oder Leitungen fixiert; dadurch kann sich eine Schicht von einigen Millimetern Höhe bilden.
- Die Versorgung der Mikroorganismen mit Nährstoffen und Sauerstoff ist abhängig von der Lage im Biofilm; sie erfolgt über den Massenstrom des Mediums und Diffusion in den Biofilm hinein; es bildet sich analog wie bei Flocken ein Gradient aus, der sich mit dem Abstand von der Oberfläche verändert.

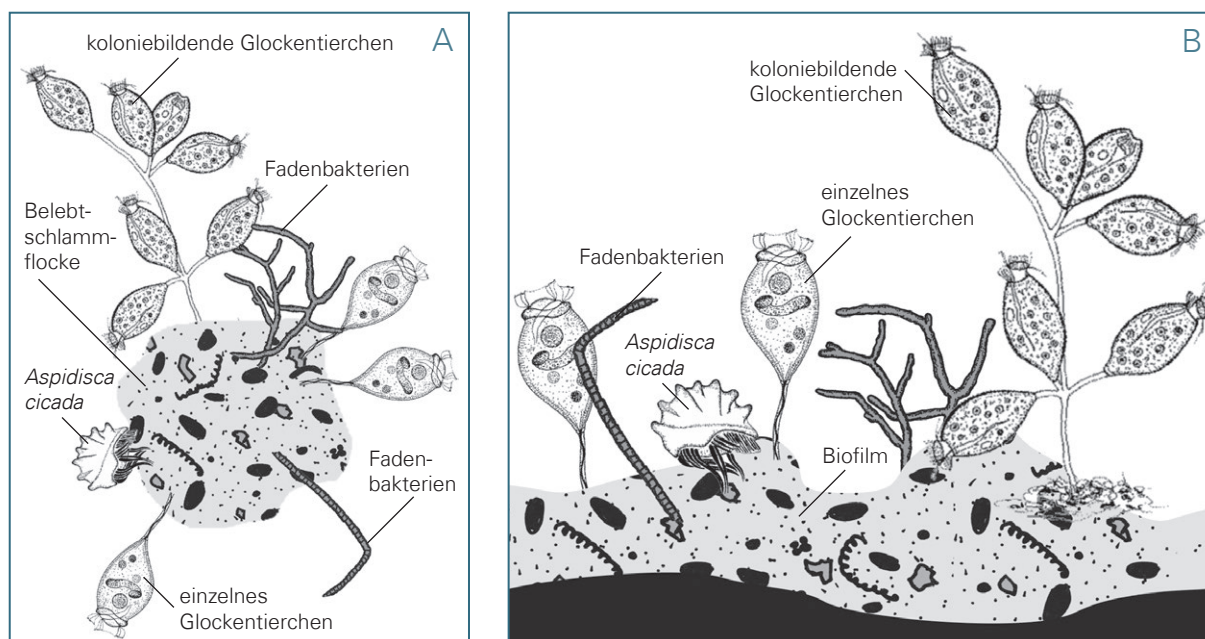


Abb. 2.1: Schematischer Aufbau von Belebtschlammflocke (A) und Biofilm (B), die aus aggregatbildenden Bakterien und organischem sowie anorganischem Material bestehen, worauf sich bakterienfiltrierende Glockentierchen und Weidegänger (hier: *Aspidisca cicada*) angesiedelt haben

Zur Inbetriebnahme einer neuen Kläranlage wird oft Belebtschlamm aus einer anderen Anlage als Animpfkultur („Impfschlamm“) verwendet, um den biologischen Reinigungsprozess möglichst schnell zu starten. Nach einer „Einarbeitungszeit“ bildet sich dann in der Wasserphase und in Schlammflocken oder in Belägen (Biofilmen) eine anlagenspezifische Lebensgemeinschaft von Mikroorganismen („mikrobiologischer Fingerabdruck“) aus, die optimal an den Abbau der in dieser Kläranlage typischerweise anfallenden Schmutzstoffe und deren Betriebsweise angepasst ist.

Neben den Kläranlagen, die das Abwasser ganzer Gemeinden und Städte entsorgen, gibt es auch kleine Kläranlagen sowie Kleinkläranlagen, die für eine Abwasserbehandlung von Ortsteilen bis zu Einzelanwesen ausgelegt sind und insbesondere im ländlichen Raum zum Einsatz kommen. Ferner seien auch Schiffskläranlagen genannt, die mittlerweile in der Binnen- und Hochseeschifffahrt zur umweltgerechten Abwasserentsorgung betrieben werden. Die biologischen Vorgänge verlaufen analog zu den größeren Anlagen, vielfach finden sich ähnliche Organismen und Biozöosen. Eine weitere Besonderheit sind Kläranlagen für gewerbliches oder industrielles Abwasser. Aufgrund der speziellen Abwasserinhaltsstoffe stellt sich hier eine exakt an die jeweiligen Bedingungen angepasste, oft artenarme Biozönose ein. Diese unterscheidet sich oftmals grundlegend von der Biozönose kommunaler Kläranlagen. Eine Erfassung und Bewertung der genannten Spezialanlagen sowie Pflanzenkläranlagen und Abwasserteichanlagen ist mit dieser Arbeitshilfe nicht vorgesehen.

Die vielfältigen Verfahren der biologischen Abwasserreinigung werden laufend weiterentwickelt und finden weltweit unter unterschiedlichsten Bedingungen Anwendung. Die biologischen Grundlagen gelten jedoch für alle diese biologischen Verfahren. Auch finden sich oft ähnliche Organismen und Organismen-Gesellschaften (Biozönosen), so dass die Auswertung des mikroskopischen Bildes eine sehr breite Anwendung finden kann.

Um die gestellten Anforderungen hinsichtlich der Reinigungsleistung zu erfüllen, erfolgt die Abwasserbehandlung entsprechend den Standortanforderungen und Rahmenbedingungen mit verschiedenen Verfahrensstufen. Einen Überblick geben die nachfolgenden Kapitel.

2.1 Belebungsverfahren

In Belebungsanlagen befinden sich die meisten Mikroorganismen in und an den belebten Schlammflocken, die durch Belüftungs- und Umwälzsysteme in Schwebelage gehalten werden. Die Turbulenz sorgt gleichzeitig für eine Versorgung der Bakterienflocken mit Sauerstoff und Nährstoffen.

Das Belebungsverfahren wird zur Kohlenstoff-, Stickstoff- und biologischen Phosphor-Elimination (Bio-P-Elimination) eingesetzt. Die Stickstoffelimination umfasst dabei die Verfahrensschritte Nitrifikation und Denitrifikation. Um die einzelnen Verfahrensschritte zu ermöglichen, muss der Belebtschlamm verschiedene Zonen durchfließen, in denen aerobe, anoxische oder anaerobe Verhältnisse eingestellt werden. Für die Denitrifikation bzw. Bio-P-Elimination müssen die Stoffströme so gelenkt werden, dass in den anoxischen und anaeroben Zonen leicht abbaubare Kohlenstoffverbindungen zur Verfügung stehen, da diese für die Stoffwechselprozesse der heterotrophen Bakterien notwendig sind. Die anaerobe und die anoxische Zone sollten im Prozessablauf zeitlich oder räumlich vor dem aeroben Behandlungsschritt liegen, da ansonsten die heterotrophen Bakterien zuviel Kohlenstoff mit Hilfe des Luftsauerstoffes veratmen, der dann nicht mehr in ausreichender Menge für die Denitrifikation zur Verfügung steht. In einer solchen Konstellation werden für die Denitrifikation zusätzlich externe Kohlenstoffquellen benötigt.

2.1.1 Belebungsanlagen mit Nachklärbecken

Bei der üblichen Bauweise mit kontinuierlichem Durchfluss wird mechanisch gereinigtes Abwasser mit Belebtschlamm gemischt und durchfließt die verschiedenen Belebungsbecken. Das in Abbildung 2.2 dargestellte Schema zeigt beispielhaft eine Belebungsanlage mit vorgeschalteter Denitrifikation. Dabei wird das zufließende Rohabwasser mit nitrat-haltigem Abwasser aus der Nitrifikationsstufe gemischt (interne Rezirkulation). Durch den Mangel an gelöstem Sauerstoff in der anoxischen Zone verwerten die Bakterien die Kohlenstoffverbindungen mit dem gebundenen Sauerstoff des Nitrats aus der Nitrifikationsstufe. Anlagen, bei denen das Angebot an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen für die Denitrifikation nicht ausreicht, benötigen zusätzlich externe Kohlenstoffquellen (z. B. Methanol). In der Nitrifikationszone wird der Belebtschlamm mit Luft beaufschlagt. Das Ammonium wird dabei unter Sauerstoffverbrauch in Nitrat oxidiert und die schwerer abbaubaren Kohlenstoffverbindungen veratmet.

Bei intermittierend betriebenen Belebungsstufen laufen Nitrifikation und Denitrifikation zeitlich versetzt im gleichen Becken ab. Die Belüftung wird hierbei wechselweise ein- und ausgeschaltet, so dass sich jeweils aerobe und anoxische Verhältnisse einstellen. Auf eine interne Rezirkulation kann somit verzichtet werden. Soll neben Stickstoff auch Phosphor biologisch eliminiert werden, erweitert sich das Verfahrensschema der Kläranlage um ein anaerobes Becken oder eine anaerobe Beckenzone, in die das mechanisch gereinigte Abwasser eingemischt wird. Die leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen stehen so

zunächst den Bio-P-Bakterien zur Bio-P-Elimination zur Verfügung. Durch die Fähigkeit, bei einem Wechsel anaerober/aerober Milieubedingungen eine Energiereserve in Form von Polyphosphat in den Zellen aufzubauen, erlangen die Bio-P-Bakterien einen Wachstumsvorteil, der zu ihrer Anreicherung im belebten Schlamm führt. Die Bio-P-Elimination erfolgt schließlich durch die Entnahme der mit Polyphosphaten angefüllten Bakterien mit dem Überschussschlamm.

Nach den biologischen Abbauschritten strömt die Biomasse in das Nachklärbecken und wird dort vom gereinigten Abwasser getrennt. Der abgesetzte Schlamm wird zu einem Teil als Rücklaufschlamm in das Belebungsbecken zurückgeführt, zum anderen Teil wird er als Überschussschlamm abgezogen und der Klärschlammbehandlung zugeführt. Der Abzug des Schlammes ist notwendig, um einen Anstieg der Trockensubstanz durch das stetige Wachstum der Organismen im Belebungsbecken über das gewünschte Maß hinaus zu verhindern. Bei Belebungsanlagen mit Nachklärbecken finden somit der Reinigungsprozess und die Trennung von Schlamm und gereinigtem Abwasser zeitgleich, aber in unterschiedlichen Becken, statt.

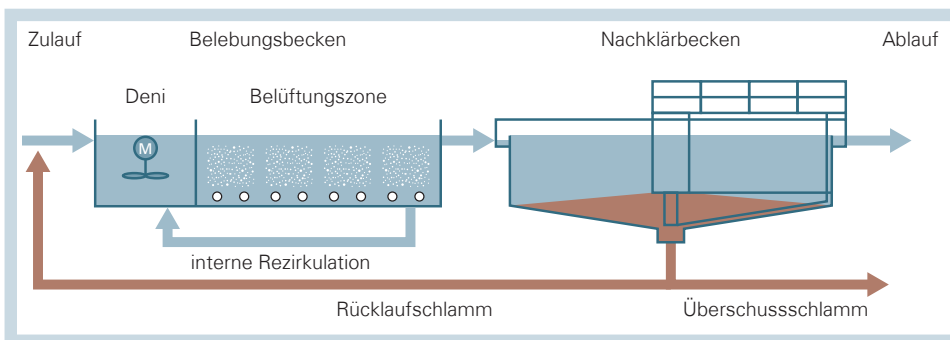


Abb. 2.2:
Vereinfachtes Verfahrensschema
zur biologischen Abwasserreinigung
nach dem Belebungsverfahren mit
vorgeschalteter Denitrifikation
(Deni = Denitrifikationszone)

2.1.2 Belebungsanlagen im Aufstaubetrieb (SBR-Anlagen)

Beim SBR-Verfahren (Sequencing-Batch-Reactor) finden Abwasserreinigung und die Abtrennung der Biomasse zeitlich entkoppelt nacheinander im selben Reaktor statt. Der Zyklus von einer bis zur nächsten Füllung ist in die Phasen Beschicken, Mischen, Belüften, Absetzen, Klarwasserabzug und Überschussschlammabzug unterteilt. Die biologischen Prozesse entsprechen grundsätzlich jenen einer klassischen Belebungsanlage mit separater Schlammabtrennung in einem Nachklärbecken.

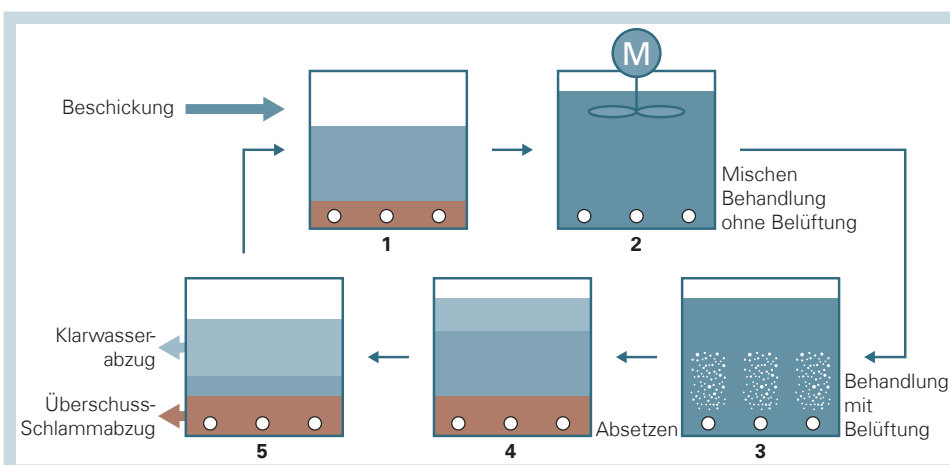


Abb. 2.3:
Abfolge der Prozesszyklen einer
SBR Anlage (M = Durchmischungs-
einrichtung)

2.1.3 Membranbelebungsanlagen

Bei Membranbelebungsanlagen wird die Biomasse von der Wasserphase getrennt, indem das Wasser durch synthetische Membranen hindurch gesaugt wird. Sowohl aus energetischen Gründen als auch zur Vermeidung einer Verstopfung der Poren werden in der Abwasserreinigung sogenannte Mikrofiltrationsmembranen eingesetzt, die zwar Partikel zurückhalten können, von organischen Spurenstoffen jedoch passiert werden. Die Porengröße der Membranen liegt dabei in einem Bereich, der Schlammflocken und freie Bakterien zurückhält, die sich in einem Nachklärbecken oder der Absetzphase einer SBR-Anlage nicht abtrennen lassen. Die Membranen können sowohl im Belebungsbecken als auch in einem getrennten Reaktor eingesetzt sein. Die Membranen müssen regelmäßig rückgespült und gereinigt werden, um durchgängig zu bleiben. Die Zusammenhänge der biologischen Abwasserreinigung gelten auch für Membranbelebungsanlagen.

2.1.4 Belebungsanlagen mit granulären Schlämmen

Granuläre Schlämme (GS) bestehen aus suspendierten Biofilmmaggregaten, die deutlich größer und fester als Belebtschlammflocken sind. Sie bilden sich ohne den Einsatz von Trägermaterialien unter reduzierter Scherbeanspruchung. Granuläre Schlämme setzen sich aufgrund ihrer höheren Dichte wesentlich schneller ab als herkömmlicher Belebtschlamm. Die höhere Dichte der GS resultiert nicht nur aus der kompakten Struktur, sondern auch aus mineralischen Ausfällungen im Inneren der Biomasse. Durch die kompakten Strukturen finden sich bei aeroben Außenbedingungen im Inneren der GS auch anoxische und anaerobe Bereiche, sodass es innerhalb der Granula parallel zu einer Nitrifikation und Denitrifikation kommen kann. Ein wesentliches Ziel der Anwendung von granulären Schlämmen ist es, durch den höheren Feststoffgehalt, die kombinierten Abbauprozesse innerhalb der Granulen und durch das schnellere Absetzen Beckenvolumina einzusparen.

2.2 Biofilmanlagen

Bei den Biofilmanlagen, zu denen Tropfkörper- und Tauchkörperanlagen sowie Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern zählen, ist die Biomasse, welche das Abwasser reinigt, an Aufwuchsmaterial fixiert. Dieses kann aus Lavaschlacke, Kunststoffkörpern, Tonkügelchen oder Sand- oder Feinkiespartikeln bestehen. Vergleichbare Reinigungsvorgänge finden sich in der Natur bei der Versickerung über belebtem Oberboden oder an untergetauchten Flächen wie Steinen, Wasserpflanzen oder Wurzeln. Das in der Vorklärung mechanisch vorgereinigte Abwasser wird mit diesem Biofilm in Kontakt gebracht. Die für den Abbau der organischen Verbindungen notwendige Sauerstoffversorgung wird dabei je nach System unterschiedlich zur Verfügung gestellt. Wenn der Biofilm auf dem Füllmaterial nach entsprechendem Bakterienwachstum zu dick geworden ist, löst er sich ab, wird als Überschussschlamm ausgespült und in einem Nachklärbecken, Sieb oder Filter zurückgehalten.

2.2.1 Tropfkörperanlagen

Bei Tropfkörperanlagen erfolgt die Verteilung des vorgereinigten Abwassers über einen Drehsprenger oberhalb der Tropfkörperfüllung. Der „Tropfkörper“ besteht in der Regel aus einem Behälter mit einer Füllung aus Lavaschlacke oder Kunststoffen als Aufwuchskörper. Das Abwasser fließt mit der Schwerkraft durch die Lückenräume des Füllmaterials, auf dem der abbauende Biofilm wächst. Der notwendige Sauerstoff wird bereitgestellt, indem mittels Kamineffekt von unten Luft durch das System nach oben zieht. Tropfkörper werden manchmal mit nachgeschalteten Belebungsbecken kombiniert und funktionieren hierbei als vorgeschaltete Hochlaststufe. Ebenfalls möglich sind nachgeschaltete

Tropfkörper, die aus Hochlastbelebungsbecken und nachgeschalteter Zwischenklärung gespeist werden und für eine weitergehende Nitrifikation inklusive Biomasserückhalt sorgen.

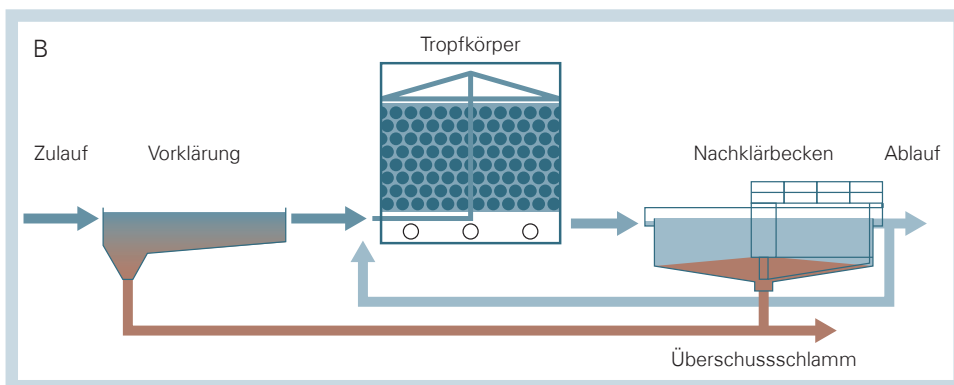


Abb. 2.4: Biologische Abwasserreinigung mittels Tropfkörper (mit Vor- und Nachklärstufen)

2.2.2 Tauchkörperanlagen

Bei Tauchkörperanlagen durchströmt das Abwasser feste oder beweglich eingebaute Aufwuchskörper, an denen der Biofilm anwächst. Am bekanntesten sind die Rotationstauchkörper. Der Biofilm wächst dort auf hintereinander durchströmten, langsam rotierenden Scheiben oder Walzen aus Kunststoffelementen, die etwa zur Hälfte ins Abwasser eintauchen. Der auf den Scheiben aufwachsende Biofilm wird durch die Rotation der Scheiben abwechselnd mit Sauerstoff (Biofilm steht in Kontakt mit der Luft) oder Wasserinhaltsstoffen (Biofilm ist ins Abwasser eingetaucht) versorgt. Durch das Hintereinanderschalten mehrerer Rotationstauchkörper wird die organische Belastung des Biofilms auf den einzelnen Walzen sukzessive reduziert, so dass auch eine Nitrifikation erreicht werden kann. Die Biozönose des Biofilms auf dem Rotationstauchkörper ändert sich mit der abnehmenden Belastung des Abwassers.

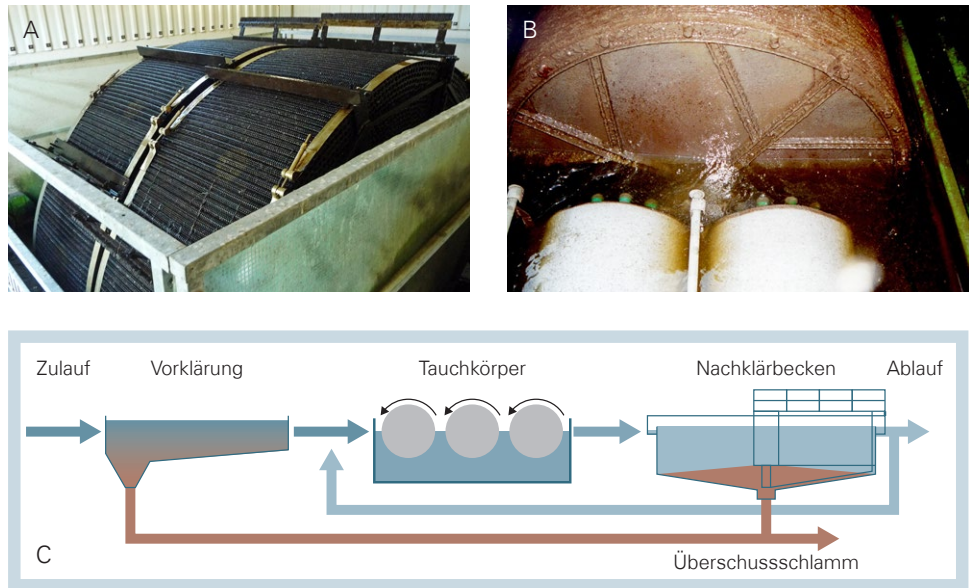


Abb. 2.5: Biologische Abwasserreinigung mittels Rotationstauchkörper

2.2.3 Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern

Bei Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern (sogenannte Wirbel-Schwebebett-Anlagen) sind die Träger für den Biofilm nicht fest installiert, sondern schweben frei im Reaktor. Dazu muss das Trägermaterial zusammen mit dem Aufwuchs eine ähnliche Dichte wie Wasser aufweisen und darf sich bei den vorhandenen Turbulenzen nicht absetzen. Als Trägermaterialien werden kleine Kunststoffkörper („Carrier“) verwendet, die oft mit Innenstegen zur Oberflächenvergrößerung und damit Erhöhung der Aufwuchsfläche für den Biofilm versehen sind. Um die Träger in Schwebelage zu halten, muss der Reaktor durchgemischt werden. Bei aeroben Verfahren erfolgt dies durch die Belüftung, unter anaeroben Bedingungen werden die Füllkörper durch Rührwerke verwirbelt.

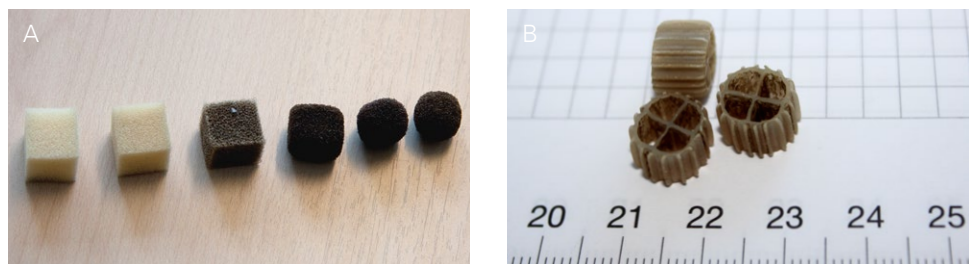


Abb. 2.6: Verschiedene Kunststoff-Aufwuchskörper zur Ausbildung eines Biofilms auf ihrer Oberfläche; im linken Bild sind die zunehmenden Alterungsstufen dargestellt.

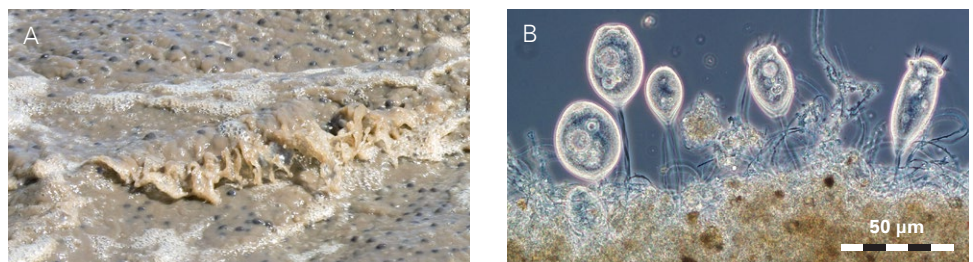


Abb. 2.7: (Dunkle) Aufwuchskörper im durchmischten Belebtschlamm (A) sowie Bewuchs unter dem Mikroskop (B); der Biofilm-Aufwuchs ähnelt sehr großen Belebtschlammflocken.

2.2.4 Biofilter zur Abwasserreinigung

Bei der Biofiltration durchströmt das mechanisch gereinigte Abwasser drei bis fünf Meter hohe Reaktoren. Sie sind mit körnigem Material von 1 bis 8 mm Durchmesser, z. B. Quarzsand oder Blähton, gefüllt. Der Sauerstoff wird z. B. mit Druckluft über den Düsenboden eingetragen. Auf dem Füllmaterial bilden sich Biofilme. Zur Begrenzung der Biofilmdicke und Entfernung des Überschussschlammes ist eine regelmäßige Luft- und Wasserspülung erforderlich. Biologisch aktivierte Aktivkohlefilter arbeiten nach demselben Prinzip, nutzen jedoch granulierten Aktivkohle als Aufwuchsmaterial.

2.3 Naturnahe Abwasseranlagen

Die verfahrensbedingten Unterschiede zu Belebungs- und Biofilmanlagen erlauben keine repräsentative Probenahme einer abwasserreinigenden Biozönose, sodass die Durchführung des mikroskopischen Bildes für Abwasserteichanlagen sowie bepflanzte und unbepflanzte Filter nur eingeschränkt aussagekräftig ist.

2.3.1 Abwasserteichanlagen

Vorbilder für Abwasserteiche sind Teiche und Weiher, Stillwasserzonen in Fließgewässern sowie Schilfgürtel an Gewässern. Aufgrund der permanent gestiegenen Anforderungen an die Abwasserreinigung und des hohen Flächenbedarfs sind diese in der Praxis vor allem bei kleinen Ausbaugrößen mit Mindestanforderungen anzutreffen. Weitergehende Anforderungen können nur bedingt eingehalten werden.

In Abwasserteichanlagen wird der mit dem Abwasser zufließende und bei der Reinigung gebildete Schlamm über längere Zeit im Sediment zwischengespeichert, ausgefault und stabilisiert. In bestimmten Abständen sind alle nacheinander durchflossenen Teiche zu entschlammen, weil sonst die Reinigungsleistung erheblich nachlassen kann.

In unbelüfteten Abwasserteichanlagen laufen die gleichen Abbauprozesse ab wie in organisch hochbelasteten, stehenden Gewässern. Die Biozönosen befinden sich im Wesentlichen über dem Bodenschlamm. Die Teiche werden flach angelegt und so großräumig geplant, dass die Wasser-Schlammzone mit Sauerstoff aus der Luft versorgt werden kann.

Belüftete Abwasserteichanlagen können höher belastet werden als unbelüftete, da der benötigte Sauerstoff mit technischen Hilfsmitteln eingetragen wird. In gewissem Umfang bilden sich hier auch freischwebende Schlammflocken. Der Schlamm lagert sich als Sediment hauptsächlich im Nachklärteich ab und wird dort stabilisiert.

2.3.2 Bepflanzte und unbepflanzte Filter

In bepflanzten („Pflanzenkläranlagen“) und unbepflanzten Filtern werden die natürlichen Reinigungsprozesse in den obersten Bodenschichten sowie – falls vorhanden – auf den Pflanzenwurzeln durch aufwachsende Biofilme genutzt. In das Filtermaterial der bepflanzten Filter werden in der Regel Schilf oder andere Röhrichtarten gesetzt. Die Pflanzen tragen indirekt zu den Abbaureaktionen bei, indem sie den Boden auflockern, den Gasaustausch zwischen Wasser, Boden und Luft fördern sowie Verdunstungsleistung erbringen. Durch Schattenwurf und Wärmeisolierung sorgen die oberirdischen Pflanzenteile für ein günstiges Kleinklima.

Wie bei allen biologischen Reinigungsverfahren wird das Abwasser in bepflanzten und unbepflanzten Filtern durch Bakterien und andere Mikroorganismen gereinigt. Diese leben in Biofilmen auf den Pflanzenwurzeln beziehungsweise zwischen oder auf den Bodenpartikeln. Die Bodenpassage des Abwassers kann vertikal oder horizontal erfolgen. Ein ordnungsgemäßer Bau und Betrieb beugt einer Kolmation (z. B. Verfestigung, Abdichtung oder Verstopfung) vor. Insbesondere bei vertikal durchflossenen Filtern ist eine schwallweise Beschickung mit anschließender Trockenphase wesentlich, um die Mikroorganismen mit Sauerstoff zu versorgen und eine ausreichende Mineralisierung zu erreichen.



Abb. 2.8: Langjährig betriebener bepflanzter Filter („Pflanzenkläranlage“)

2.4 Funktionsweise der biologischen Abwasserreinigung

Bei der biologischen Abwasserreinigung gilt es, die Ziele der Abwasserreinigung mit den Bedürfnissen der Mikroorganismen in Einklang zu bringen. Auf einer Kläranlage stellt sich immer jene Lebensgemeinschaft ein, die an die bestehenden Umweltbedingungen, welche durch den Abwasserzulauf sowie das Konzept und den Betrieb der Anlage bestimmt werden, am besten angepasst ist. Eine unzureichend funktionierende Kläranlage bedeutet meistens, dass die biologischen Abbau- und/oder Wachstumsprozesse nicht erwartungsgemäß funktionieren.

Die Bemessung von Kläranlagen erfolgt im Hinblick auf die vorhandene und zukünftige Belastung der Anlage. Dabei sollten basierend auf wissenschaftlichen Erkenntnissen und Erfahrungswerten die Bedürfnisse der Mikroorganismen ausreichend berücksichtigt werden. Neben Veränderungen der Abwasserzusammensetzung oder der Kläranlagenbelastung können bauliche Gegebenheiten zu Problemen mit der Biomasse führen. Beispielsweise können die Belebtschlammflocken durch hohe Scherkräfte beim Pumpen zerstört werden und sich die Absetzeigenschaften in der Nachklärung verschlechtern. Auch die Beckengeometrie von Belebungsbecken und Nachklärbecken kann die Hydraulik negativ beeinflussen, so dass z. B. im Belebungsbecken schlecht durchmischte Zonen entstehen oder der Schlamm in der Nachklärung bei der Sedimentation gestört wird. Bei biologischen Betriebsproblemen sind immer die Ursachen zu suchen und möglichst zu beseitigen. Gegebenenfalls sind der Einsatz von Zusatzstoffen oder bauliche Maßnahmen notwendig, um Probleme bei der biologischen Abwasserreinigung zu beheben (siehe auch Kapitel 12).

2.4.1 Grundlagen der biologischen Abwasserreinigung

Es sind hauptsächlich die Bakterien, welche die biologische Abwasserreinigung bewerkstelligen. Ihre Vermehrung erfolgt durch Zellteilung. Für die Vermehrung benötigen die Bakterien genügend Nährstoffe als „Baumaterial“ für das Wachstum und als Energiequelle. Je mehr „Baumaterial“ und Energie zur Verfügung stehen (und sofern die weiteren erforderlichen Bedingungen stimmen), desto schneller vermehren sie sich (erkennbar durch die Zunahme des Trockensubstanzgehalts).

Über den Zulauf gelangt eine Vielzahl an Nährstoffen (Proteine, Zucker, Fette und viele andere) in die Kläranlage. Der entscheidende Abwasserreinigungsprozess besteht darin, dass diese im Abwasser gelösten organischen und anorganischen Kohlenstoff(C)-, Stickstoff(N)- und Phosphor(P)-Verbindungen mit dem Bakterienwachstum in unlösliche „feste“ Zellmasse eingebaut werden. Zudem werden diese Verbindungen im Energiestoffwechsel der Bakterien in einfache „unproblematische“ Verbindungen wie Wasser und CO₂ umgewandelt, die keine Verunreinigungen mehr darstellen. Die entstandene Biomasse wird aus dem Belebungsbecken ausgeleitet und im Nachklärbecken vom gereinigten Wasser durch Sedimentation abgetrennt. Ein Teil dieser Biomasse wird für die Abwasserreinigung weiter benötigt und als Rücklaufschlamm im Belebungsbecken einem weiteren Reinigungsprozess zugeführt. Die nicht benötigte Biomasse wird aus dem Nachklärbecken als Überschussschlamm aus dem System ausgetragen.

Je nach Bakterienart werden unterschiedliche Substanzen als Nahrungs- und Energiequelle genutzt. Die meisten Bakterien gewinnen ihre Energie durch den Abbau organischer Kohlenstoffverbindungen und nutzen diese gleichzeitig auch als Kohlenstoffquelle für den Aufbau von Zellsubstanz (heterotrophe Bakterien). Wenige Spezialisten, z. B. die Nitrifikanten, sind in der Lage, anorganische Verbindungen als Energiequelle und CO₂ als einzige Kohlenstoffquelle für den Aufbau der Biomasse zu nutzen (autotrophe Bakterien).

2.4.2 Bedeutung der Belüftung in der biologischen Stufe

Die Belüftung zumindest eines Teils der biologischen Stufe gehört zu den zentralen Voraussetzungen für die biologische Abwasserreinigung. Da sich im Abwasser im Vergleich zum Gewässer sowohl mehr Schmutzstoffe als auch mehr Bakterien befinden, ist der Sauerstoffbedarf in Kläranlagen deutlich höher als im Gewässer. Durch eine gezielt gesteuerte Belüftung wird die Sauerstoffmenge bereitgestellt, die von den Bakterien dafür benötigt wird.

In den aeroben Anlagenteilen wird Sauerstoff für die Veratmung von organischem Kohlenstoff („BSB-Veratmung“ siehe Glossar) und die Nitrifikation benötigt. Bei nur unzureichender Belüftung werden Ammonium oder biologisch abbaubares organisches Substrat nicht oder nur unvollständig abgebaut, eine zu starke Belüftung kann die Bildung ausreichender anoxischer Zonen zur Denitrifikation verhindern.

Eine ausreichende Sauerstoff- und Nährstoffversorgung ist außerdem essentiell für die Ausbildung stabiler Belebtschlammflocken, da die Bakterien anderenfalls kein solides Gerüst aus extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) entwickeln können.

2.4.3 Anpassung und Selektion von Organismen

Das Kläranlagenkonzept, der Betrieb und die Abwasserzusammensetzung prägen die Zusammensetzung der mikrobiellen Gemeinschaft. Es stellt sich immer eine an die Gegebenheiten angepasste Lebensgemeinschaft ein, eine Art mikrobiologischer „Fingerabdruck“, der über das mikroskopische Bild erfasst werden kann. Nur wenn die Bedingungen

in der Kläranlage für die Zielerreichung optimal eingestellt sind, wird sich eine Bakterienlebensgemeinschaft ausbilden, die die biologisch abbaubaren Abwasserinhaltsstoffe weitgehend eliminiert.

Insbesondere die Wahl der Schlammbelastung und das sich daraus ergebende Schlammalter bestimmen, welche Organismen sich dauerhaft etablieren können (siehe dazu Kapitel 2.4.5 und 2.4.6). Eine hohe Stoffwechselvariabilität und die Fähigkeit zu Aktivitätswechseln ermöglichen den Bakterien eine fortwährende Anpassung an schwankende Bedingungen in der Kläranlage. Durch die Selektion von spezialisierten Bakterien kann auch eine Adaptation der Lebensgemeinschaft an schwer abbaubare Abwasserinhaltsstoffe gelingen, sofern diese Stoffe dauerhaft im Abwasser auftreten und das Schlammalter entsprechend angepasst ist. Die Schlammrückführung (Rücklaufschlamm) ist dabei wichtig zur Erhaltung einer optimalen Masse an Bakterien, um das Abwasser bestmöglich zu reinigen.

Wenn sich jedoch Organismen durchsetzen, die auf der Kläranlage unerwünscht sind (z. B. Fadenbakterien), so muss untersucht werden, welche Bedingungen zu ihrer Selektion führen, um geeignete Bekämpfungsstrategien zu entwickeln. Mehr Informationen zu fadenförmigen Bakterien und Gegenmaßnahmen bei von ihnen verursachten Betriebsproblemen finden sich in den Kapiteln 7, 10 und 12.

2.4.4 Bakterienwachstum und Trockensubstanz, Überschussschlammabzug

Die überwiegende Anzahl der Mikroorganismen im Belebtschlamm vermehrt sich durch Zellteilung. Durch die teilweise Umwandlung des biologisch abbaubaren organischen Substrats und anderer Abwasserinhaltsstoffe in Biomasse vermindert sich der Anteil an gelösten Abwasserinhaltsstoffen, der Anteil ungelöster fester Bestandteile erhöht sich. Beim klassischen Belebungsverfahren nimmt deshalb die Belebtschlammkonzentration (erkennbar über den Trockensubstanzgehalt), bei Biofilmverfahren die Mächtigkeit des Aufwuchses zu.

Zu hohe Trockensubstanzgehalte im Zulauf von Nachklärbecken können zu Schlammabtrieb in das Gewässer führen. Um die Trockensubstanzgehalte in der Belebung auf einem unkritischen Niveau zu halten, muss daher regelmäßig Überschussschlamm abgezogen werden. Wird dagegen zu viel Überschussschlamm abgezogen, wirkt sich dies unter Umständen negativ auf die Reinigungsleistung aus.

2.4.5 Bakterienwachstum und Schlammbelastung

Das Wachstum der Bakterien hängt unter anderem mit dem verfügbaren Nahrungsangebot zusammen. Je mehr Nahrung für Wachstum und Energiegewinnung den einzelnen Bakterien zur Verfügung steht, desto rascher vermehrt sich die Biomasse und umso rascher steigt der Trockensubstanzgehalt an.

Als Maß für das Nahrungsangebot der BSB-Bakterien (siehe Glossar) wird die BSB₅-Schlammbelastung B_{TS} herangezogen. Die Schlammbelastung ist die BSB₅-Fracht im Zulauf der biologischen Stufe pro Volumeneinheit Belebungsbecken (V_{BB}) und Trockensubstanzgehalt (TS_{BB}).

| | |
|-----------|--|
| B_{TS} | Schlammbelastung bezogen auf Trockensubstanzgehalt (TS) [kg BSB ₅ /(kg TS × d)] |
| Q | Zufluss zur Belebungsanlage [m ³ /d] |
| BSB_5 | Konzentration an BSB ₅ im Zulauf zur biologischen Stufe [kg BSB ₅ /m ³] |
| V_{BB} | Volumen des Belebungsbeckens [m ³] |
| TS_{BB} | Konzentration des Belebtschlammes im Belebungsbecken, gemessen als Trockensubstanzgehalt [kg TS/m ³] |

Berechnung BSB₅-Schlammbelastung $B_{TS} = \frac{BSB_5 \times Q}{V_{BB} \times TS_{BB}}$

Hinweis: Bei der Neuauflage des Arbeitsblatts DWA-A 131 „Bemessung von einstufigen Kläranlagen“ im Juni 2016 wurde der BSB₅-Wert durch den CSB ersetzt. Ebenso ist in der Selbstüberwachungsverordnung einzelner Bundesländer die Bestimmung des BSB₅ nicht mehr vorgesehen. Hier wird für die Berechnung der Schlammbelastung die CSB-Konzentration statt der BSB₅-Konzentration eingesetzt. Die hier beschriebenen Zusammenhänge bleiben davon bei einer für kommunales Abwasser üblichen Zusammensetzung unbeeinflusst.

Je mehr Nahrung vorhanden ist, je höher also die Schlammbelastung, desto schneller vermehren sich die Bakterien und desto mehr Schlamm muss als Überschussschlamm abgezogen werden. Bei biologischen Kläranlagen mit einer hohen Wachstumsrate spricht man deshalb von „hochbelasteten“ Anlagen oder Hochlastanlagen. Mittlerweile werden biologische Anlagen zur Stickstoffentfernung (Nitrifikation und Denitrifikation) als schwach belastete Anlagen oder Schwachlastanlagen konzipiert. Diese Anlagen weisen im Vergleich zu den Hochlastanlagen eine geringere Raum- und Schlammbelastung auf, die durch eine Erweiterung des Beckenvolumens (siehe Formel oben) erreicht wird.

2.4.6 Bakterienwachstum und Schlammalter

Es besteht ein Zusammenhang zwischen der Wachstumsgeschwindigkeit von Bakterien und dem Anstieg der Trockensubstanz (TS). Die Wachstumsgeschwindigkeit der Bakterien ist artspezifisch. So wachsen Nitrifikanten deutlich langsamer als die heterotrophen BSB-Bakterien. Um eine biologische Stickstoffelimination betreiben zu können, muss das Schlammalter entsprechend hoch sein. Das wird realisiert, indem durch größere Beckenvolumina die Aufenthaltszeit im Belebungsbecken erhöht oder der TS-Gehalt angehoben wird. Die Erhöhung der Schlamm-Masse ist aus verfahrenstechnischen Gründen nur eingeschränkt möglich. Beide Maßnahmen führen zu einer Reduzierung der Schlammbelastung.

Wieviel Biomasse im System gehalten wird, wird unter normalen Betriebszuständen durch die Menge des abgezogenen Überschussschlammes bestimmt. Als Schlammalter wird jene Zeit bezeichnet, welche den Organismen durch wiederholtes Durchlaufen des Belebungsbeckens zur Verfügung steht, um sich zu vermehren. Das Schlammalter errechnet sich aus der TS-Masse im Belebungsbeckenvolumen geteilt durch die TS-Masse, die pro Tag mit dem Überschussschlammvolumen aus dem System entnommen wird.

2.4.7 Bakterienwachstum und Temperatur

Die Temperatur hat direkte Auswirkungen auf die Geschwindigkeit biologischer Prozesse. Zu solchen Prozessen zählen sowohl die Stoffumsatzraten (z. B. Nitrifikationsleistung, Schlammstabilisierung, Faulung) als auch damit einhergehend das Wachstum der Bakterien. Es gilt die Faustformel, dass sich bei einer Zunahme der Temperatur um 10°C das Wachstum der Organismen etwa verdoppelt.

Geringere Stoffwechselleistungen und somit geringere Wachstumsraten, die sich bei niedrigen Temperaturen einstellen, bedingen, dass die Abwasserinhaltsstoffe in der verfügbaren Aufenthaltszeit im Reaktor schlechter verwertet werden und die Abwasserreinigung langsamer und gegebenenfalls unvollständig erfolgt. Besondere Relevanz hat der Temperatureinfluss bei der Nitrifikation. Bei sommerlichen Temperaturen kann es für die Nitrifikation und die Entfernung von biologisch abbaubarem organischem Substrat ausreichend sein, wenn nur ein kleinerer Teil des Belebungsbeckens belüftet wird. Das

übrige Beckenvolumen steht dann für die Denitrifikation zur Verfügung. Durch das Absinken der Temperatur im Winter verringert sich dagegen die Nitrifikationsleistung im Belebungsbecken, weil die Nitrifikanten langsamer „arbeiten“ und nur noch eine geringere Menge der Ammoniumfracht nitrifizieren. Wenn die anderen Betriebsparameter konstant gehalten werden, wäre für eine gleichbleibende Nitrifikationsleistung mehr „Zeit“ erforderlich, um den noch verbleibenden Teil der Ammoniumfracht weitgehend zu nitrifizieren. Für eine vergleichbare Ammonium-Abbauleistung wären die aeroben Bereiche zu Lasten der Denitrifikationsbereiche zu vergrößern. Die Nitrifikation, der Priorität einzuräumen ist, kann so auf Kosten der Denitrifikation verbessert werden. Bei Anlagen mit vorgeschalteter Denitrifikation sind jedoch für die praktische Umsetzung eines angepassten Sommer- und Winterbetriebs fakultativ aerob oder anaerob betreibbare Belebungsbecken notwendig.

Das Mikroskop

Die biologische Abwasserreinigung wird von Organismen geleistet, die so klein sind, dass sie dem bloßen Auge verborgen bleiben. Lichtmikroskope mit einer 100- bis 1.000-fachen Gesamtvergrößerung gewähren einen Einblick in die vielfältige und faszinierende Lebensgemeinschaft des belebten Schlammes.

Kapitel 3

| | |
|---|-----------|
| Das Mikroskop | 30 |
| 3.1 Aufbau und Funktion | 30 |
| 3.2 Anforderungen an die Ausstattung | 31 |
| 3.2.1 Stativ, Tubus und Okulare | 31 |
| 3.2.2 Objektivrevolver und Objektive | 32 |
| 3.2.3 Präparatetisch | 32 |
| 3.2.4 Beleuchtung und Kondensor | 32 |
| 3.3 Einstellung des Mikroskops | 32 |
| 3.3.1 Zentrieren der Beleuchtungseinrichtung | 33 |
| 3.3.2 Einstellen der Bildebene und Dioptrienausgleich | 33 |
| 3.3.3 Justierung der Leuchtfeldblende und des Kondensors (Köhlersche Beleuchtung) | 34 |
| 3.3.4 Abstimmen des Phasenkontrastes | 34 |
| 3.4 Pflege und allgemeine Hinweise | 37 |
| 3.5 Fehlersuche | 37 |



3 DAS MIKROSKOP

3.1 Aufbau und Funktion

Die im belebten Schlamm vorkommenden Mikroorganismen sind mit Abmessungen im μm -Bereich (das entspricht einem Tausendstel Millimeter) in der Regel so klein, dass sie mit dem bloßen Auge nicht oder kaum wahrgenommen werden können. Das Mikroskop vergrößert sie so weit, dass sie mit dem menschlichen Auge erkannt werden können.

Vom Grundaufbau her besteht ein Mikroskop aus den folgenden Teilen:

- dem Stativ als Träger der anderen Bauteile mit Grob- und Feintrieb
- der Beleuchtungseinrichtung mit Lampe, Leuchtfeldblende und Netztrafo
- dem Kondensator mit Kondensorbende und Zentriereinrichtung
- dem Kreuztisch mit Präparatehalter
- dem Objektivrevolver mit den Objektiven
- dem Tubus mit den Okularen
- gegebenenfalls einer Kamera auf einem zusätzlichen Tubus

Die folgende Abbildung zeigt beispielhaft den Aufbau eines Mikroskops. Die Positionen können je nach Hersteller abweichen!

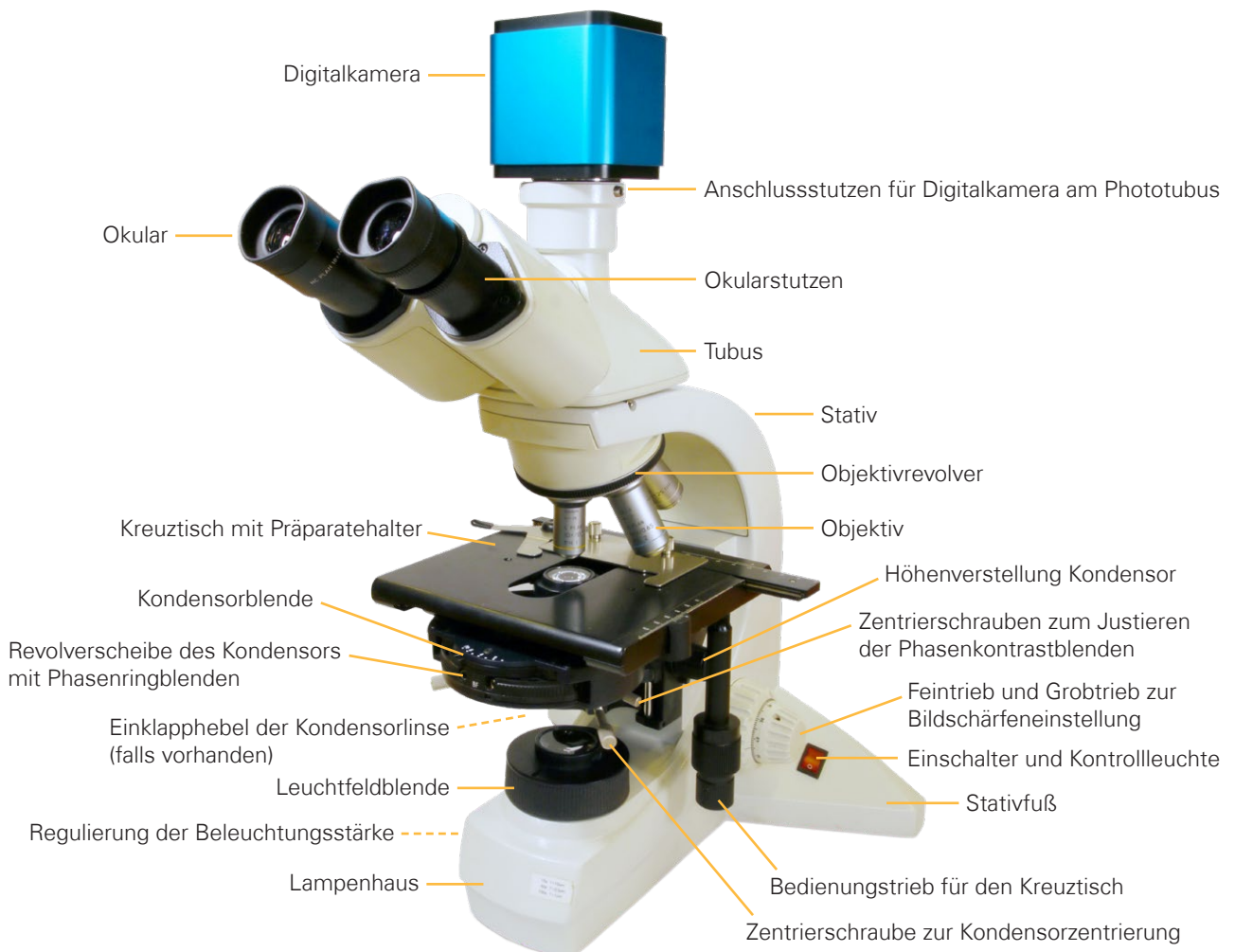


Abb. 3.1: Aufbau eines Labormikroskops

Zum Mikroskopieren wird ein Präparat (Kapitel 4.2) in den Präparatehalter des Kreuztisches eingelegt. Die Lichtstrahlen der Lampe werden durch die Beleuchtungseinrichtung und den Kondensorzentrierer durch das Präparat geführt. Das entstehende Bild des gleichmäßig ausgeleuchteten Präparateausschnitts wird zum einen durch das Objektiv, zum anderen durch das Okular (ähnlich einer Lupe) ein zweites Mal vergrößert. Das vergrößerte Bild des Präparats kann durch die Okulare betrachtet werden. Der sichtbare Präparateausschnitt wird als Gesichtsfeld bezeichnet. Mit dem Grob- und Feintrieb wird durch Senken oder Anheben des Kreuztisches der Abstand des Präparates zum Objektiv verändert und damit die Bildschärfe reguliert.

Die Gesamtvergrößerung ergibt sich aus dem Produkt der Vergrößerung des Okulars mit der Vergrößerung des Objektivs. Beispiel:

$$\begin{array}{ccccccc} 10\text{-fach} & \times & 40\text{-fach} & = & 400\text{-fach} \\ \text{(Vergrößerung des Okulars)} & \times & \text{(Vergrößerung des Objektivs)} & = & \text{(Gesamtvergrößerung)} \end{array}$$

Je hochwertiger das Objektiv, desto besser ist das Auflösungsvermögen, das heißt umso deutlicher können die Strukturen der Belebtschlammorganismen erkannt werden. Die Vergrößerung ist auf den Objektiven und den Okularen angegeben, und die Objektive sind durch einen Farbiring unterschiedlich gekennzeichnet. Eine Maßzahl für das Auflösungsvermögen der Objektive ist die numerische Apertur (NA): je größer der Wert, desto besser ist das Auflösungsvermögen. Auch sie ist auf den jeweiligen Objektiven angegeben (Abbildung 3.2).

Auch das Beleuchtungsverfahren trägt wesentlich zum Auflösungsvermögen bei. Im einfachsten Fall ist dies die Hellfeldbeleuchtung, die sich besonders für gefärbte, kontrastreiche Objekte eignet. Die Hellfeldbeleuchtung hat den Nachteil, dass kontrastarme Objekte wie Bakterienzellen nur schwer erkennbar sind. Eine Phasenkontrasteinrichtung, die besondere Phasenkontrastobjektive mit Phasenring (Kennzeichnung Phaco, PH oder Ph) und einen mit Phasenringblenden versehenen Kondensorzentrierer benötigt, verschafft Abhilfe.



Abb. 3.2: Objektiv mit Beschriftung; Objektivvergrößerung und numerische Apertur (1)

3.2 Anforderungen an die Ausstattung

Für die mikroskopische Untersuchung von belebtem Schlamm und Biofilmen sollte im Rahmen der Eigenüberwachung der Kläranlagen ein Labormikroskop vorhanden sein, das die Anforderungen an einen ergonomisch gestalteten Arbeitsplatz und an die notwendige optische Leistungsfähigkeit erfüllt.

3.2.1 Stativ, Tubus und Okulare

Für das Stativ ist ein stabiler Stand notwendig. Möglichst viele Bedienelemente, wie etwa die Beleuchtung, die Stromversorgung für die Leuchte und die Regelung der Beleuchtungsstärke sollten im Stativfuß eingebaut sein. Ein tief liegender Grob- und Feintrieb zur Einstellung der Bildschärfe und des Kreuztisches ermöglichen ein ermüdungsfreies Arbeiten, da beide Hände bequem und ruhig auf der Unterlage liegend arbeiten können.

Zum ergonomischen Arbeiten ist ein binokularer Tubus (das heißt mit zwei Okularen für beide Augen) sinnvoll. Besonders empfehlenswert ist ein in der Höhe und Neigung verstellbarer Tubus.

Okulare mit einer Vergrößerung von 10-fach oder 12,5-fach sind üblich. Bei einem Okular muss ein Dioptrienausgleich zur Korrektur von Fehlsichtigkeiten möglich sein. Ein zusätzliches Okularmikrometer zur Größenbestimmung der Objekte ist vorzusehen.

Für eine Bilddokumentation ist ein dritter Tubusausgang zum Anschluss einer Kamera erforderlich. Mit modernen Geräten können sowohl hochaufgelöste Digitalfotos als auch Videos in HD-Qualität angefertigt werden, die insbesondere bei der Bestimmung der Organismen von großem Wert sind.

3.2.2 Objektivrevolver und Objektive

Der Objektivrevolver sollte vier Objektive aufnehmen können. Die Objektivvergrößerungen 10-fach, 20-fach und 40-fach reichen für die Bestimmung der Protozoen aus. Zur Bestimmung von fadenförmigen Organismen ist eine 1.000-fache Gesamtvergrößerung, also ein Objektiv mit 100-facher Vergrößerung (Ölimmersionsobjektiv, Phasenkontrasteinrichtung) und ein passender Kondensator unbedingt erforderlich. Das 40-fach-Objektiv muss ebenfalls als Phasenkontrastobjektiv ausgelegt sein (Kennzeichnung Phaco, PH oder Ph je nach Hersteller). Eine Phasenkontrasteinrichtung wird auch für das Objektiv mit 20-facher Vergrößerung dringend empfohlen, für das Objektiv mit 10-facher Vergrößerung wäre sie vorteilhaft.

3.2.3 Präparatetisch

Für ein gleichmäßiges Durchmustern des Präparats ist ein Kreuztisch mit koaxialem Trieb wichtig. Die Triebe für den Kreuztisch gibt es wahlweise für Rechtshänder oder Linkshänder. Der Kreuztisch muss stabil gebaut und das Führungssystem leichtgängig sein. Tiefliegende Triebe machen das Arbeiten angenehmer, weil die Hand auf dem Stativfuß ruhig liegen kann und weniger ermüdet. Der Objekthalter muss einen Standardobjektträger (76×26 mm) aufnehmen, sollte fest daran anschließen und von der Seite aufgeklappt werden können.

3.2.4 Beleuchtung und Kondensator

Die Beleuchtungsstärke muss stufenlos reguliert werden können. Eine LED-Beleuchtung ist einer Halogenlampe vorzuziehen (gleichmäßige Farbtemperatur, keine Wartung, stromsparender, langlebiger).

Es ist darauf zu achten, dass der Kondensator für alle Phasenkontrastobjektive mit einer entsprechenden Phasenringblende ausgestattet ist. Es wird ein Universalkondensator mit einem Ringblendenrevolver oder Blendenschieber empfohlen. Dies ermöglicht einen schnellen Wechsel zwischen Hellfeld- und Phasenkontrastbetrachtung, was bei beweglichen Organismen, wie freischwimmenden Wimpertierchen, wichtig ist.

Eine Dunkelfeldbeleuchtungseinrichtung kann kleinste Teilchen wie freie Bakterien sowie feine Strukturen von durchscheinenden Organismen vor schwarzem Hintergrund leuchtend hell abbilden. Zudem erleichtert sie die Abschätzung der Gesamtfädigkeit. Ist keine separate Dunkelfeldblende vorhanden, kann für das Erzeugen eines dunklen Hintergrundes in Übersichten (z. B. bei der Kristallviolett-färbung) das 10-fach-Objektiv mit der Ringblende PH3 kombiniert werden.

3.3 Einstellung des Mikroskops

Eine gute Abbildung wird mit dem Mikroskop nur erreicht, wenn alle optischen Teile des Mikroskops aufeinander abgestimmt sind. Die hierzu erforderlichen Einstellungen sind in der Bedienungsanleitung des Mikroskops beschrieben. Die grundsätzlichen Einstellungsarbeiten, das Köhlersche Beleuchtungsverfahren, werden nachfolgend dargestellt. Sie sind, je nach Bauart, jedoch nicht bei allen Geräten notwendig (Fixed-Köhler) oder möglich.

3.3.1 Zentrieren der Beleuchtungseinrichtung

Moderne Geräte sind mit LED-Leuchtmitteln ausgestattet, die keinen Lampenwechsel mehr benötigen. Auch ältere Geräte sind in der Regel so gestaltet, dass nach einem Austausch des Leuchtmittels keine neue Zentrierung erforderlich ist. Lässt sich jedoch das Gesichtsfeld nach einem Leuchtmittelwechsel trotz richtiger Kondensoreinstellung nicht mehr gleichmäßig ausleuchten und ist eine Beschreibung dazu in der Bedienungsanleitung nicht vorhanden, muss der Kundendienst informiert werden.

3.3.2 Einstellen der Bildebene und Dioptrienausgleich

Für die Einstellung des Mikroskops wird ein Präparat auf den Objektstisch gelegt. Fehleinstellungen werden leicht erkannt, wenn immer dasselbe Objekt zum Einstellen verwendet wird, z. B. die Kante eines Deckglases. Das Einstellen geht dann folgendermaßen vor sich (Abbildungen 3.3–3.5):

- Zur Übersichtsbetrachtung wird das Objektiv mit der 10-fachen Vergrößerung in den Strahlengang gedreht.
- Ist ein senkrecht zu bewegender Kondensator vorhanden, wird dieser mit Hilfe der Kondensorschraube in die höchste Stellung gebracht; falls vorhanden, wird die Kondensorlinse eingeklappt; sie wird nur bei Objektiven mit einer Vergrößerung kleiner 10-fach ausgeklappt!
- Die Aperturblende am Kondensator (Kondensorblende) und die Leuchtfeldblende im Stativfuß werden vollständig geöffnet.
- Das Präparat wird mit Hilfe des Grob- und Feintriebes scharf gestellt; dazu wird, mit seitlichem Blick auf das Mikroskop, der Kreuztisch soweit gehoben, bis das Objektiv fast das Deckglas berührt; mit Blickkontrolle durch die Okulare wird der Kreuztisch mit dem Grobtrieb langsam nach unten gedreht, bis ein scharfes Bild erscheint; mit dem Feintrieb wird dann die optimale Schärfe eingestellt, über den Beleuchtungsregler wird die Helligkeit optimal angepasst; ist die Präparateebene nicht zu finden, weil das Objekt wenig kontrastreich ist, kann auch hilfsweise auf die Kante des Deckgläschens fokussiert werden, die meist als dunkle Linie gut erkennbar ist.

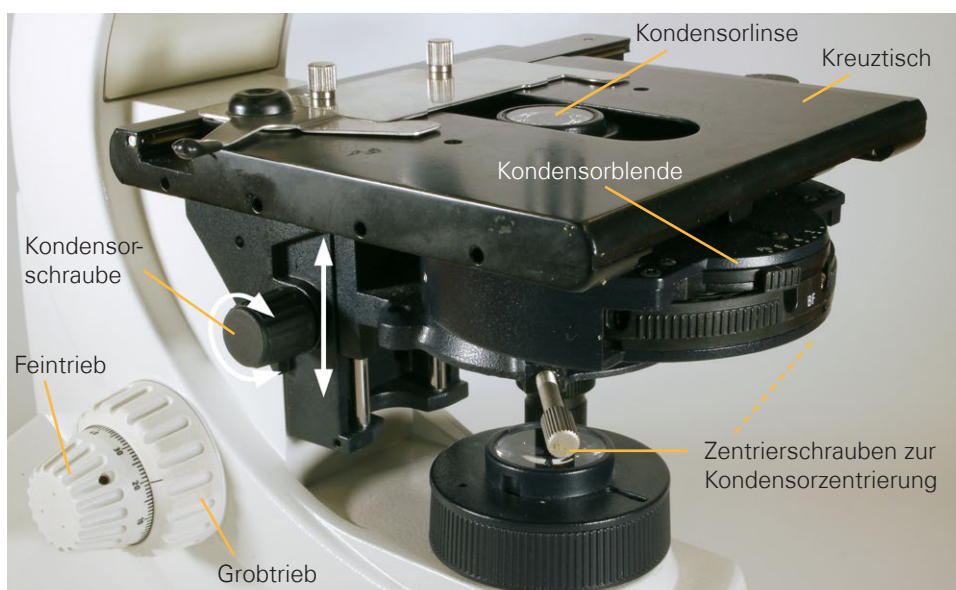


Abb. 3.3: Einstellung des Kondensors in die höchste Position, Fokussierung des Präparates mit Hilfe des Grob- und Feintriebes

Beim binokularen Tubus müssen die Okulare zunächst auf Gleichsichtigkeit eingestellt werden, damit für beide Augen ein gleich gutes Bild zu sehen ist (Dioptrienausgleich):

- Mit Blick durch beide Okulare wird zunächst der Augenabstand eingestellt; dazu werden die Okularstutzen langsam gegeneinander oder auseinander bewegt, bis nur noch ein einziges kreisrundes Bild sichtbar ist; der eingestellte Augenabstand kann anhand einer Skala abgelesen werden.
- Zum Einstellen des Dioptrienausgleichs wird zunächst mit dem entsprechenden Auge durch das Okular mit fester Linse das Präparat mit dem Feintrieb scharf gestellt; danach wird mit dem anderen Auge durch das Okular mit der verstellbaren Linse auf die gleiche Stelle des Bildausschnitts fokussiert und das Okular so lange justiert, bis diese Stelle ebenfalls scharf erscheint.
- Die Einstellung der verstellbaren Augenlinse sollte von Zeit zu Zeit überprüft werden.

Achtung: Bei der Einstellung des verstellbaren Okulars darf der Feintrieb nicht betätigt werden! Die Einstellung des Okulars darf nicht mit der Einstellung der bei älteren Geräten drehbaren Okularstutzen verwechselt werden.

3.3.3 Justierung der Leuchtfeldblende und des Kondensors (Köhlersche Beleuchtung)

Mit dem Köhlerschen Beleuchtungsverfahren werden die Komponenten des Lichtmikroskopes so eingestellt, dass ein Optimum an Auflösungsvermögen und Kontrast erreicht wird. Der Kondensor befindet sich in oberster Stellung, die Kondensorlinse ist eingeklappt und die Aperturblende ist vollständig offen, das Präparat befindet sich auf dem Objektisch und ist scharf eingestellt. Folgende Arbeitsschritte sind dann durchzuführen (Abbildung 3.4):

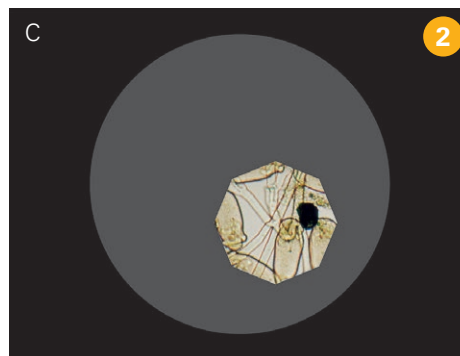
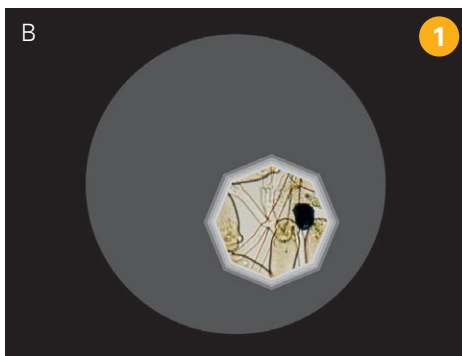
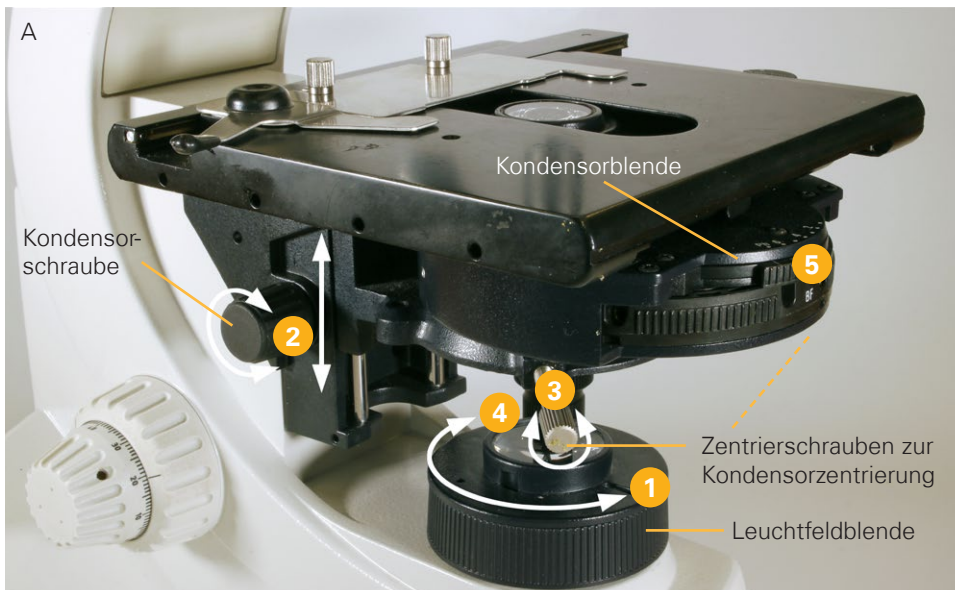
- Die Leuchtfeldblende im Stativfuß wird geschlossen, bis deren Abbildung als hell erleuchtetes Vieleck oder als heller Fleck auf dunklem Hintergrund erscheint **(1)**.
- Der Kondensor wird langsam soweit nach unten gedreht, bis die Leuchtfeldblende scharf abgebildet wird **(2)**; der eventuell entstehende Farbsaum am Blendenrand ist normal.
- Mit Hilfe der beiden Zentrierschrauben, die seitlich am Kondensor angebracht sind **(3)**, wird die Leuchtfeldblende in die Mitte des Sehfeldes gebracht.
- Die Leuchtfeldblende wird dabei soweit geöffnet, bis sie gerade aus dem Sehfeld verschwindet **(4)**; auf diese Weise werden eine übermäßige Erwärmung und ein Überstrahlen der zu untersuchenden Objekte verhindert.
- Die Kondensorblende **(5)** wird nur zu 2/3 geschlossen; bei kontrastarmen Objekten kann die Blende etwas weiter geschlossen werden.


Achtung: Die Helligkeit wird ausschließlich über die regelbare Beleuchtungsstärke verändert, nicht durch Öffnen oder Schließen von Leuchtfeld- oder Kondensorblende! Bei zu starkem Abblenden der Kondensorblende nimmt das Auflösungsvermögen des Mikroskops stark ab.

Bei Mikroskopen mit Fixed-Köhler-Einrichtung entfallen die oben genannten Arbeitsschritte.

3.3.4 Abstimmen des Phasenkontrastes

Mikroskope mit Phasenkontrasteinrichtung verfügen in der Regel über einen Kondensor, der an einer horizontal drehbaren Scheibe verschiedene Einstellmöglichkeiten für Hellfeld (HF), Phasenkontrast (PH) und Dunkelfeld (DF) besitzt.



Gesichtsfeld 
Feldblende 

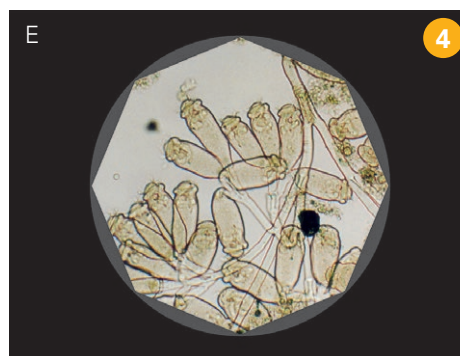
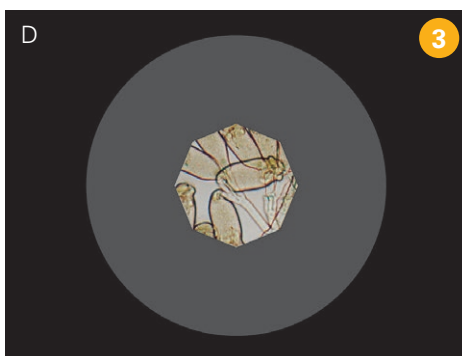


Abb. 3.4: Darstellung des Blendenrandes und Zentrierung der Leuchtfeldblende („Köhler“)

Die jeweilige Markierung am Kondensor ist dem verwendeten Objektiv entsprechend zu wählen. Dies ist beispielsweise für ein Phasenkontrastobjektiv mit der Markierung 2 die Stellung 2 am Kondensor. Oft sind die Objektive und die dazugehörigen Kondensoreinstellungen auch mit einem gleichfarbigen Ring oder Punkt gekennzeichnet.

Achtung: Bei allen Untersuchungen im Phasenkontrast bleibt die Kondensorblende vollständig geöffnet. Falls dies beim Blendenwechsel nicht automatisch geschieht, muss diese Einstellung von Hand durchgeführt werden!

Zentrieren der Phasenkontrasteinrichtung:

Um ein Phasenkontrastbild zu erhalten, müssen sich der Phasenring, der sich im Objektiv befindet, und die Ringblende im Kondensator überdecken. Dazu wird die Phasenringblende im Kondensator folgendermaßen zentriert:

- Die beiden Einstellschrauben zur Phasenkontrasteinrichtung (**Achtung:** Nicht mit den Schrauben zum Zentrieren des Kondensators verwechseln, siehe auch Abbildung 3.1) werden für die Justierung gedreht bei gleichzeitiger Kontrolle des Bildhintergrunds; der Phasenkontrast ist dann optimal eingestellt, wenn der Gesichtsfeldhintergrund möglichst dunkel blaugrau erscheint.
- Wenn ein Okular entfernt wird, ist bei richtiger Einstellung ein heller kreisrunder Ring vor dunklem Hintergrund sichtbar; ist die Einstellung nicht korrekt, decken sich Ringblende und Phasenring des Objektivs nicht.

Ein Einstellokular erleichtert die Überprüfung dieser Einstellung. Zu diesem Zweck wird es an Stelle des Standardokulars eingesetzt und so eingestellt, dass Phasenring und Phasenblende scharf abgebildet werden. Die dann sichtbare Phasenblende und der Phasenring werden mit den Einstellschrauben zur Deckung gebracht (Abbildung 3.5).

Diese Justierung muss für jedes Objektiv mit der entsprechenden Phasenblende im Kondensator vorgenommen werden. Insbesondere nach einem Transport des Mikroskops ist eine Überprüfung und gegebenenfalls Korrektur der Einstellung erforderlich.

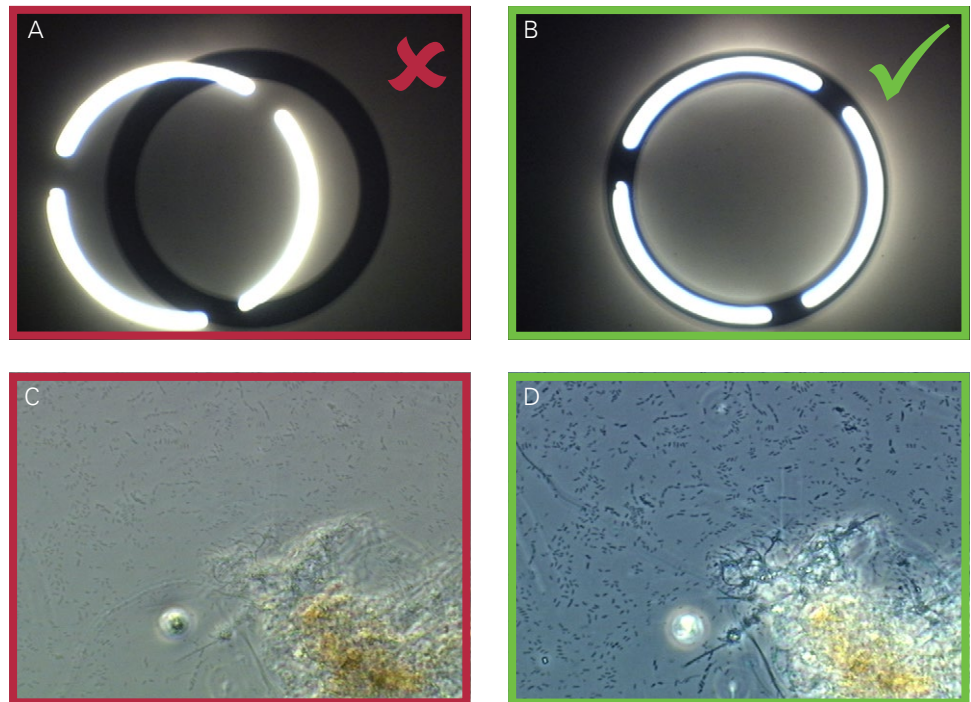


Abb. 3.5: Abstimmung von Phasenblende und Phasenring

3.4 Pflege und allgemeine Hinweise

- Regelmäßig nach dem Mikroskopieren werden alle optischen Teile (Objektive, Okulare, Kondensorkopf) gereinigt; hierfür sollte fusselfreies Spezialpapier verwendet werden, so wie bei der Reinigung einer Brille oder eines Kameraobjektives.
- Nach der Verwendung von Ölimmersionsobjektiven muss das Objektiv von anhaftendem Öl befreit werden; auch wenn beim Mikroskopieren die Frontlinse des Objektivs versehentlich verschmutzt wurde, muss diese sofort gereinigt werden; gut bewährt haben sich zum Reinigen fusselfreies Linsenreinigungspapier oder die frischen Bruchkanten von Styropor-Verpackungschips; zum Reinigen der Linsen dürfen nur solche Lösungsmittel (Alkohole und anderes) verwendet werden, die gemäß Vorgaben des Herstellers geeignet sind.
- Das Mikroskop sollte zum Schutz vor Staub immer nach dem Arbeiten abgedeckt werden.
- Nicht eingeschraubte Objektive sind stets in den Objektivbehältern aufzubewahren.
- Die Linsenflächen der Okulare und der Objektive sollten nicht mit den Fingern berührt werden, denn schon ein schwacher Fingerabdruck beeinträchtigt das Bild; bei schlechter Abbildungsqualität (Bild kontrastarm/unscharf) sind Glasflächen auf Verunreinigungen zu prüfen!
- Um Erschütterungen zu vermeiden, muss das Mikroskop auf einem festen Tisch stehen.
- Das Mikroskop sollte möglichst nicht im Nasslabor stehen, weil bei chemischen Untersuchungen (z. B. CSB) zum Teil mit ätzenden Chemikalien gearbeitet wird, deren Dämpfe der Optik des Geräts schaden können.
- Mikroskopieren im Sitzen, in bequemer Körperhaltung mit leicht vorgebeugtem Oberkörper, vermeidet Ermüdungserscheinungen.
- Ein höhenverstellbarer Stuhl ist aus ergonomischen Gründen unbedingt notwendig.
- Es ist sehr wichtig, mit entspannten Augen zu arbeiten, weil diese sonst sehr schnell ermüden; wichtig sind auch der richtige Augenabstand zum Okular und eine nicht zu helle Beleuchtungseinstellung.
- Das Mikroskop sollte regelmäßig vom Herstellerservice auf seine Funktionstüchtigkeit überprüft werden.

3.5 Fehlersuche

Bei Störungen oder schlechter Bildqualität sollte man sich vergewissern:

- Ist der Netzstecker des Beleuchtungstrafos eingesteckt?
- Ist der Objektivrevolver richtig eingerastet?
- Ist die Beleuchtung in Ordnung?
- Sind Leuchtfeld- und Aperturblende in der richtigen Stellung?
- Befinden sich Filter, Mattscheiben etc. im Strahlengang, die nicht dahin gehören?
- Ist für das Phasenkontrastsystem die Phasenringblende des Kondensors zum Objektiv passend gewählt? (Passen also die Markierung des Objektivs mit der Einstellung am Kondensator überein?)
- Ist die Höhe des Kondensors richtig eingestellt?
- Sind die Objektive richtig eingeschraubt?
- Ist der Binokulartubus auf die richtige Augenweite und das Okular dem eigenen Sehvermögen entsprechend eingestellt?
- Sind Okulare und Objektive frei von Verunreinigungen?
- Befindet sich der zu untersuchende Bereich im Lichtkegel?

Probenahme, Präparate und Mikroskopieren

Für eine exakte Bestimmung der abwasserreinigenden Mikroorganismen sind eine korrekte Probenahme und das Herstellen guter Präparate für die Mikroskopie wichtig. Bestimmte Methoden, wie das Anfärben von Präparaten, erleichtern eine Unterscheidung vor allem von Fadenbakterien.

Kapitel 4

| | |
|--|-----------|
| Probenahme, Präparate und Mikroskopieren | 40 |
| 4.1 Probenahme | 40 |
| 4.1.1 Biologische Reinigungsstufe | 40 |
| 4.1.2 Biofilme | 41 |
| 4.2 Herstellen von Präparaten | 42 |
| 4.3 Färbungen von Mikroorganismen und Fadenbakterien | 43 |
| 4.3.1 Gram- und Neisser-Färbung | 43 |
| 4.3.2 Kristallviolett-färbung | 44 |
| 4.3.3 Schwefel-Einlagerungstest | 44 |
| 4.4 Betrachten der Präparate | 45 |
| 4.5 Größenbestimmung mit dem Mikroskop | 48 |



4 PROBENAHEME, PRÄPARATE UND MIKROSKOPIEREN

4.1 Probenahme

Die Probenahme richtet sich nach der Art des Abwasserreinigungsverfahrens und nach der Fragestellung, die der mikroskopischen Untersuchung zugrunde liegt. Alle Gefäße für die Probenahme müssen sauber und frei von Chemikalien (z. B. Spülmittel) sein.

Die Proben werden aus den aeroben Anlagenteilen (belüftetes Becken, belüftete Reaktoren bei Biofilm-Verfahren, belüftete Phase eines Sequencing-Batch-Reaktors) mit genügend Luftraum in der Probenflasche abgefüllt. Zum Beispiel wird für ein Probenvolumen von etwa 50 ml eine 250 ml Flasche verwendet. Erfolgt ein Probentransport in ein externes Labor, so muss das Probenmaterial zwingend gekühlt werden.

Achtung: Mikroskopisches Probenmaterial darf dabei nicht gefrieren, weil die Mikroorganismen während des Einfrierens und wieder Auftauens zerplatzen würden!

Bei längerer Lagerung der Proben verändern sich schnell einige Schlammeigenschaften sowie der Zustand und das Aussehen der Mikroorganismen. Der Anteil freier Bakterien im Probenmaterial steigt rasch an und führt zu erheblicher Sauerstoffzehrung. Daher sollten die Proben immer möglichst unmittelbar nach der Probenahme untersucht werden. Auch bei Lagerung im Kühlschrank sollten die Proben nicht später als 3–4 Stunden nach der Probenahme mikroskopiert werden. Bei sachgerechter Lagerung (wenig Schlamm, viel Luftraum) im Kühlschrank oder mit Kühlung ist auch eine längere Aufbewahrung, z. B. über Nacht, möglich.

Probenflaschen für die Untersuchung von Proben aus anoxischen oder anaeroben Anlagenteilen (Denitrifikation, Bio-P-Elimination) werden ohne Luftraum vollständig mit Schlamm aufgefüllt; die Untersuchung und Auswertung solcher Proben werden in dieser Arbeitshilfe allerdings nicht behandelt, sondern bleiben speziellen Fragestellungen vorbehalten.

Beim Abfüllen von Faulschlammproben muss wegen möglicher fortgesetzter Gasbildung unbedingt darauf geachtet werden, dass die Probengefäße aus flexiblem Kunststoffmaterial bestehen, das sich ausdehnen kann, solange die Gefäße verschlossen bleiben.

4.1.1 Biologische Reinigungsstufe

Belebungsbecken

Die Schlammprobe wird aus dem Ablaufbereich des letzten belüfteten Beckens oder bei intermittierender Belüftung während der belüfteten Phase mit einem Schöpfbecher entnommen und in eine Probenflasche überführt. Das vorsichtig durchmischte Material kann dann im Labor direkt mikroskopiert werden.

Bei Schwimmschlamm sollte eine zusätzliche Probe des aufschwimmenden Schlammes gezogen und mikroskopisch ausgewertet werden. In diesem Fall gilt die Fädigkeit der Schwimmschlammprobe für die Dokumentation.

Sequencing-Batch-Reaktor-Anlagen (SBR-Anlagen)

Um Auskunft über die Biozönose aus SBR-Anlagen zu erhalten, werden dem Reaktor während der belüfteten Phase Proben analog der Probenahme im Belebungsbecken entnommen.

4.1.2 Biofilme

Tropfkörper

Bei Tropfkörperanlagen wird eine Probe mit einem 10 L Eimer oder einem großen Messbecher aus dem Ablauf entnommen. Die suspendierte Biozönose lässt man solange sedimentieren, bis sich ein Bodensatz aus Partikeln unterschiedlicher Größe gebildet hat. Der Überstand wird vorsichtig dekantiert, das abgesetzte Material in ein passendes Probengefäß (ausreichend Luftüberstand!) überführt und im Labor mikroskopiert.

Zusätzliche Informationen über die Biozönose des Tropfkörpers erhält man aus den Bereichen des Biofilms, welcher nicht direkt dem Licht ausgesetzt ist. Dieser wird vom Aufwuchsmaterial abgekratzt. Wenn die Probe zum Mikroskopieren zu dicht ist, muss sie mit einer definierten Menge Leitungswasser verdünnt werden. Es darf niemals deionisiertes oder destilliertes Wasser zum Verdünnen verwendet werden!

Das Verdünnungsverhältnis wird später in der Auswertung berücksichtigt.

Ebenso kann von der Oberfläche des Biofilms und unter der ersten Steinlage abgesammelte makroskopische Besiedelung (z. B. Würmer, Mückenlarven, Algen, Pilze) weiteren Aufschluss über den Zustand des Tropfkörpers geben. Diese Probe ist besonders wichtig bei Würmer-, Schnecken- oder Mückenbefall des Tropfkörpers.

Tauchkörper

Ähnlich wie beim Tropfkörper wird aus dem Tauchkörperablauf eine Probe mit einem großen Messbecher (mindestens 1.000 ml) entnommen. Die suspendierte Biozönose lässt man sedimentieren, der Überstand wird dekantiert und das abgesetzte Material wird mikroskopiert.

Zusätzlich können auch Proben direkt von der ersten und/oder der letzten Walze abgekratzt werden. Der Biofilm wird dann mit einer definierten Menge Leitungswasser aufgenommen und mikroskopiert. Der Biofilm von der ersten Walze gibt Auskunft über die Spitzenbelastungen und über die mögliche Ursache von Geruchsbelästigungen.

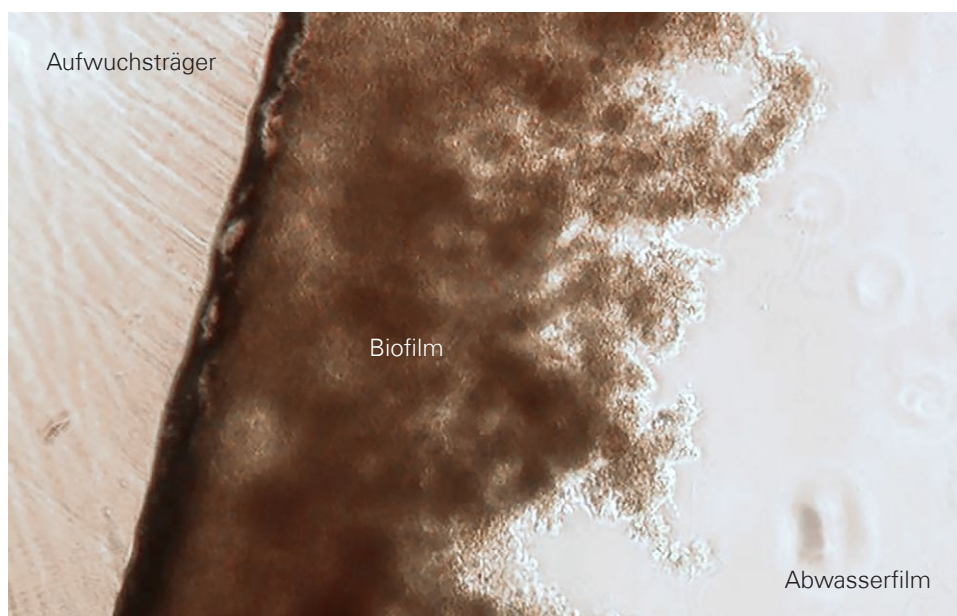


Abb. 4.1: Querschnitt eines Aufwuchsträgers mit Biofilmbewuchs

Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern

Die Probenahme erfolgt analog zu der Probenahme bei Belebungsbecken. Für die mikroskopische Untersuchung werden einzelne bewachsene Aufwuchskörper in einem Gefäß mit genügend Medium aus dem Becken vorsichtig aufgeschüttelt oder mit einem Spatel oder Pinsel Biofilmpartikel abgekratzt und suspendiert. Das Überstandswasser mit den suspendierten Partikeln des Biofilms wird abdekantiert. Anschließend lässt man die Suspensa sedimentieren. Das Sediment wird mit einer Pipette entnommen und für die mikroskopische Untersuchung verwendet.

Biofiltrations-Anlagen

Um einen Überblick zur Biozönose im Biofiltrations-Reaktor zu erhalten, werden kurz vor dem Spülprozess 100 ml Füllmaterial (z. B. Blähtonkugeln) aus ca. 20 cm Tiefe des oberen Reaktorbereiches entnommen. Das Füllmaterial mit Porenwasser wird in der Probenflasche geschüttelt, so dass der Biofilm vom Trägermaterial abgerieben wird. Das Überstandswasser mit den suspendierten Partikeln des Biofilms wird abdekantiert. Anschließend lässt man die Suspensa sedimentieren. Das Sediment wird für die mikroskopische Untersuchung verwendet. Zusätzlich kann eine Probe aus dem Spülwasser kurz nach dem Einsetzen des Spülvorganges wichtige Informationen liefern.

4.2 Herstellen von Präparaten

Zur Beschreibung des „mikroskopischen Bildes“ werden Schlammflocken oder Teile des Biofilms mit den zugehörigen Mikroorganismen untersucht. Die Arbeitsschritte zur Probenherstellung werden nachfolgend beschrieben:

- Ein Tropfen des zu untersuchenden, durchmischten Belebtschlammes wird unverdünnt mit einer Kolbenhubpipette (25 µl Probenvolumen) oder – bei abgesetzten Proben von Biofilmen – mit einer feinen Pipette auf einen Objektträger mit der Standardgröße 76×26 mm gegeben; dann wird mit einem Deckglas 20×20 mm abgedeckt, indem das Deckglas neben der Probe auf einer Seite schräg aufgesetzt und langsam abgesenkt wird, so dass keine Luftblasen eingeschlossen werden und der Tropfen sich möglichst gleichmäßig verteilt; das Deckglas nicht verschieben, da sonst die Flockenstruktur verändert wird.
- Bei der Verwendung einer Pipette wird eventuell überstehende Flüssigkeit mit einem saugfähigen Papier vorsichtig abgezogen; das Deckglas darf nicht schwimmen.
- Wenn ein Präparat zu dicht ist und sich die einzelnen Schlammflocken und Organismen überdecken, muss ein neues Präparat mit verdünntem Schlamm angefertigt werden; zur korrekten Bewertung ist bei den Häufigkeitsangaben ein entsprechender Korrekturfaktor anzuwenden.
- Für jede Untersuchung wird ein neues Deckglas (Größe: 20×20 mm) verwendet; Objektträger können dagegen gereinigt und mehrfach genutzt werden.
- Pro Untersuchung ist eine aufeinanderfolgende Analyse dreier Präparate erforderlich, um einen repräsentativen Querschnitt der Anzahl der nachgewiesenen Organismen bilden zu können.

Tipp:

- Es gibt Organismen, die sehr schnell das Gesichtsfeld durchqueren; sie werden, wenn während der Untersuchung nach einiger Zeit Flüssigkeit verdunstet, möglicherweise zwischen Deckglas und Objektträger festgeklemmt und können dann besser beobachtet werden.

4.3 Färbungen von Mikroorganismen und Fadenbakterien

Mittels Färbungen können Mikroorganismen und deren Zellbestandteile kontrastreicher dargestellt werden. Insbesondere für die komplexeren Färbungen (Gram- und Neisserfärbungen) sind als Ausstattung ein Färbegestell, eine Pinzette, Bechergläser (100 ml), Einwegpipetten und eine Spritzflasche mit Leitungswasser notwendig. Für die Kristallviolett-Färbung zur Beurteilung der Gesamtfädigkeit wird hingegen kein weiteres Equipment benötigt.

4.3.1 Gram- und Neisser-Färbung

Zur Bestimmung von fadenförmigen Bakterien sind zwei aufwändigere Färbeverfahren anzuwenden, deren Ergebnisse die genaue Identifizierung ermöglichen. Die **Gram-Färbung** färbt die Zellwand der Bakterien je nach ihrem Aufbau rot oder dunkelblau/violett an. Mittels der **Neisser-Färbung** werden hingegen Zelleinschlüsse spezifisch angefärbt.

Zum Herstellen der beiden für Gram- und Neisser-Färbung benötigten Trockenpräparate wird ein dickerer Tropfen der Probe auf je einem Objektträger großflächig und dünn ausgestrichen und an der Luft getrocknet.

Durchführung der Gram-Färbung:

- a) Objektträger vollständig mit Kristallviolett-Lösung (Gram-A) bedecken, 90 Sekunden einwirken lassen
- b) Farbstoff abgießen und Farbreste mit wenig Leitungswasser kurz abspülen
- c) Objektträger mit Lugol'scher Lösung (Gram B) bedecken, 60 Sekunden einwirken lassen
- d) Farbstoff abgießen und mit wenig Leitungswasser vorsichtig nachspülen
- e) Präparat mit einer 98 %-igen Ethanol-Lösung (Gram-C) überdecken, 60 Sekunden einwirken lassen
- f) Alkohollösung abgießen und gründlich mit Leitungswasser nachspülen
- g) Objektträger mit Safranin-Lösung (Gram-D) vollständig bedecken, 60 Sekunden einwirken lassen
- h) Farbstoff abgießen, gründlich mit Leitungswasser nachspülen und Präparat trocknen lassen
- i) Präparat ohne Deckglas mit dem Ölimmersionsobjektiv bei 1.000-facher Vergrößerung im Hellfeld mikroskopieren (Kapitel 7.1.2); Aperturblende ganz öffnen und ausreichend beleuchten

Gram-positive Bakterien werden dunkelblau/violett angefärbt. Gram-negative Bakterien erscheinen rot gefärbt. Das Ergebnis kann auch uneinheitlich ausfallen und wird dann als Gram-variabel bezeichnet. Abbildung 4.2 zeigt die möglichen Färbeergebnisse.

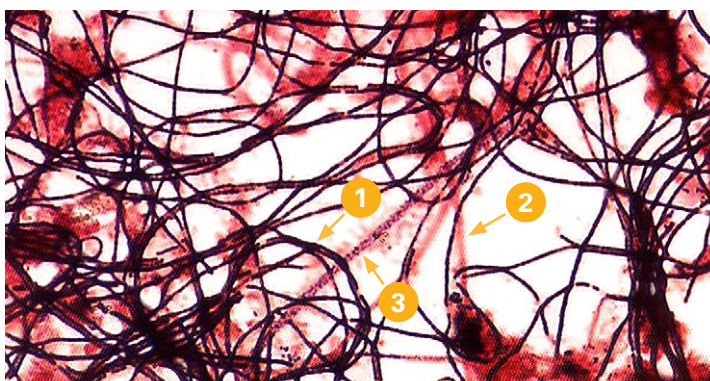


Abb. 4.2:
Gram-Färbung

- (1) Gram-positiv
- (2) Gram-negativ
- (3) Gram-variabel

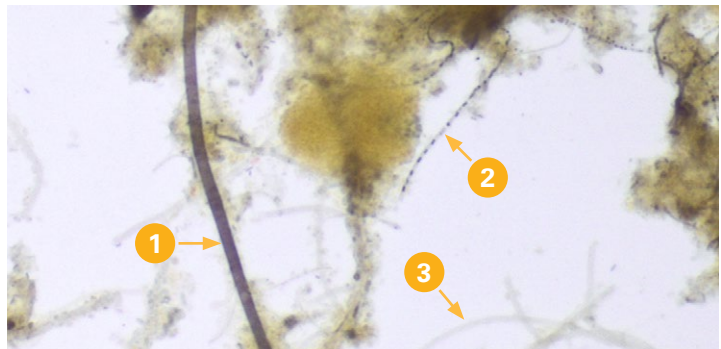
Durchführung der Neisser-Färbung:

- a) zwei Teile Methylenblau-Lösung (oft als Lösung I bezeichnet) mit einem Teil Kristallviolett-Lösung (oft als Lösung II bezeichnet) frisch mischen
- b) Gemisch auf das Präparat auftragen und 10–15 Sekunden einwirken lassen
- c) Lösung vom Objektträger abgießen und vorsichtig mit Leitungswasser nachspülen
- d) Chrysoidin-Lösung (oft als Lösung III bezeichnet) aufbringen und 45 Sekunden einwirken lassen
- e) Präparat trocknen lassen und im Hellfeld mit dem Ölimmersionsobjektiv ohne Deckglas bei 1.000-facher Vergrößerung mikroskopieren (Kapitel 4.4 und 7.1.2); Aperturblende öffnen und ausreichend beleuchten

Neisser-positive Bakterienzellen enthalten dunkle Granula oder sind vollständig graublau oder blauviolett eingefärbt. Neisser-negative Bakterienzellen sind hellbraun bis gelblich gefärbt. Abbildung 4.3 zeigt die möglichen Färberegebnisse.

Abb. 4.3:
Neisser-Färbung

- (1) Neisser-positiv
(graublau/blauviolett)
- (2) Neisser-positiv
(Granula)
- (3) Neisser-negativ



Spezielle Farbesets für die Gram- und Neisser-Färbung können über den Reagenzienhandel bezogen werden. Je nach Hersteller können die Angaben zu Einwirkzeiten der verschiedenen Färbungen von den obenstehenden Anleitungen abweichen. Auch in der Literatur finden sich insbesondere zur Gram-Färbung unterschiedliche Angaben. Die hier beschriebene Durchführung fußt auf eigenen langjährigen Erfahrungen bei der Identifikation fadenförmiger Bakterien in belebten Schlämmen (Kunst et al. 2000).

4.3.2 Kristallviolettfärbung**Durchführung der Kristallviolettfärbung (siehe auch Kapitel 5.3.3):**

- Zum Herstellen eines Trockenpräparates einen Tropfen der durchmischten Schlammprobe auf einem fettfreien Objektträger ausstreichen und an der Luft trocknen lassen.
- Einen kleinen Tropfen Kristallviolettlösung (Kristallviolett in Leitungswasser gelöst, 0,2 %ige Verdünnung) direkt auf das Präparat geben und sofort mit einem Deckglas abdecken; Deckglas leicht andrücken und überschüssiges Kristallviolett an den Rändern abtupfen; das Deckglas darf nicht „schwimmen“!
- Das fertige Präparat wird bei 100-facher Vergrößerung im Dunkelfeld mikroskopiert.

4.3.3 Schwefel-Einlagerungstest

Der Schwefeltest ermöglicht es, fadenförmige Bakterien zu erkennen, die Schwefel einspeichern können. Diese Bakterien sind in der Lage, reduzierte Schwefelverbindungen (z. B. Schwefelwasserstoff, Thiosulfat) zu elementarem Schwefel zu oxidieren. Der Schwefel wird in Form von Körnchen („Granula“) direkt in der Zelle gespeichert und dient den Bakterien als Reservestoff.

Durchführung des Schwefel-Einlagerungstests:

- a) vom klaren Überstand einer abgesetzten Belebtschlamm- oder Biofilmprobe 20 ml entnehmen und in einen 100 ml Erlenmeyerkolben füllen
- b) dazu 1–2 ml der durchmischten Probe und 1 ml einer Natriumthiosulfatlösung (1 g $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \times 5 \text{H}_2\text{O}/100 \text{ ml H}_2\text{O}$) geben
- c) Kolben 10 Minuten bei Raumtemperatur stehen lassen
- d) Probe im Mikroskop bei 400- bis 1.000-facher Vergrößerung und Phasenkontrast betrachten

Die Granula können als hellgelbe, lichtbrechende, meist kugelförmige Einlagerungen unter dem Mikroskop bei 1.000-facher Vergrößerung und Phasenkontrast gut erkannt werden. Das Auftreten von schwefeleinlagernden Bakterien ist ein Hinweis auf hohe Konzentrationen reduzierter Schwefelverbindungen, die auf Fäulnisprozesse in der Belebung oder Kanalisation hinweisen.

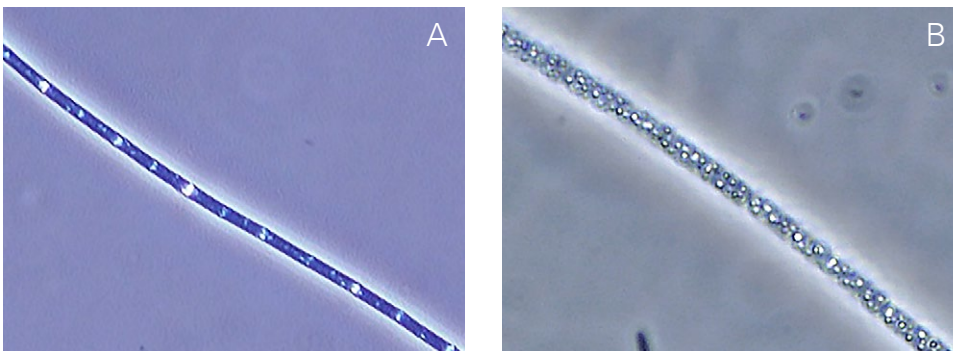


Abb. 4.4:
Vor dem Schwefel-Einlagerungstest sind vereinzelte Granula sichtbar (A); nach Durchführung des Tests ist bei positiver Reaktion eine verstärkte Granula-Einlagerung erkennbar (B).

4.4 Betrachten der Präparate

- Nach dem Einschalten des Mikroskops (aktiviert Beleuchtung und gegebenenfalls angeschlossene Digitalkamera) wird das Präparat so auf den Objektisch gelegt, dass das Deckglas mit der Probe über der Kondensorlinse in der Mitte des Tisches liegt.
- Wie in Kapitel 3 beschrieben, werden zuerst mit einem Objektiv geringer Vergrößerung (10-fach) das Präparat mit Grob- und Feintrieb scharf eingestellt und gegebenenfalls Leuchtfeldblende und Kondensor justiert.
- Es empfiehlt sich, häufig mit dem Feintrieb die Schärfe zu fokussieren, um die verschiedenen Ebenen des Präparats zu erfassen.
Achtung: Manche Mikroorganismen sammeln sich bevorzugt an der Deckglasunterseite oder direkt auf der Objektträgeroberfläche; sie werden nur erkannt, wenn im Phasenkontrast bei 400-facher Vergrößerung die Schärfenebene entsprechend verändert wird.
- Die Abbildung kontrastarmer Objekte kann mit Hilfe der Kondensorblende oder unter Verwendung der Phasenkontrasteinrichtung verbessert werden (Kapitel 3.3.3, 3.3.4).
- Mit Hilfe des Kreuztisches wird das gesamte Präparat durchgemustert (Abbildung 4.5); dabei wird gedanklich ein quadratisches Raster über das Deckglas gelegt, das entweder senkrecht (Spalte für Spalte) oder waagrecht (Reihe für Reihe) in mäanderförmigen Schleifen nach vorhandenen Organismen abgesucht wird, bis die vollständige Fläche des Präparates erfasst ist.
- Soll das Präparat bei stärkerer Vergrößerung betrachtet werden, wird das Objektiv mit der nächsthöheren Vergrößerungsstufe in den Strahlengang gebracht; in der Regel ist dann nur noch eine leichte Korrektur der Bildschärfe mit dem Feintrieb sowie die Anpassung der Beleuchtungsstärke erforderlich.

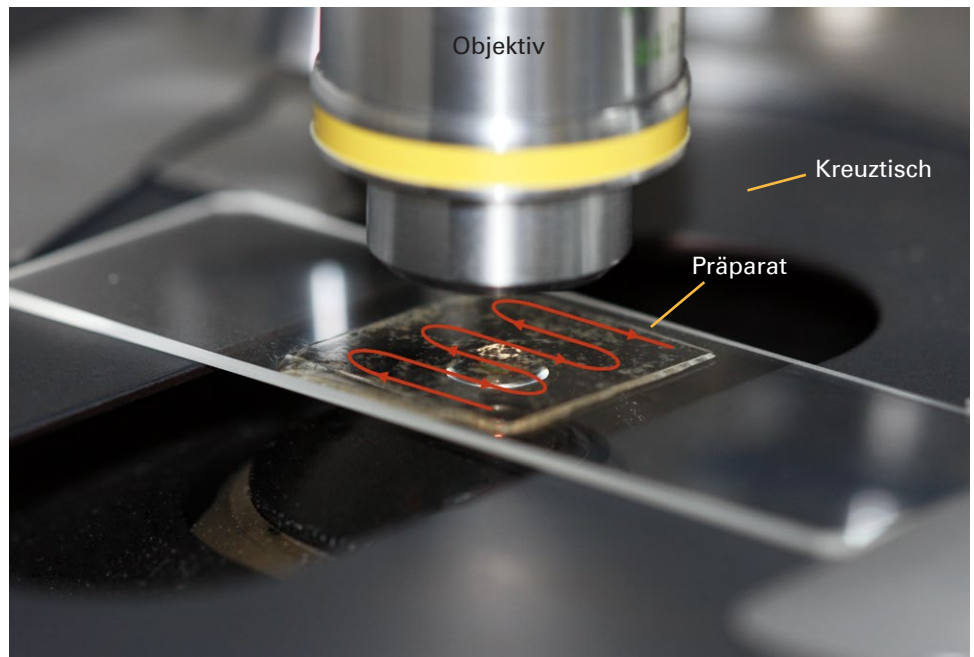


Abb. 4.5: Durchmustern eines mikroskopischen Präparates am Kreuztisch

Tipps:

- Längeres mikroskopisches Arbeiten kann vor allem bei Ungeübten am Anfang zu einer Überanstrengung der Augen führen; in solchen Fällen ist es ratsam, häufiger kurze Entspannungspausen für die Augen einzulegen oder nur über kürzere Zeiträume zu mikroskopieren.
- Bei längerer Betrachtung verdunstet die Flüssigkeit zwischen Deckglas und Objektträger, was z. B. bei Wimpertierchen zu Veränderungen der Körperform und charakteristischer Merkmale führen kann; dies kann behoben werden, indem mit einer Pipette ein Tropfen vom Probenüberstand seitlich am Deckglasrand aufgegeben wird; die Flüssigkeit wird dann kapillar unter das Deckglas gezogen.

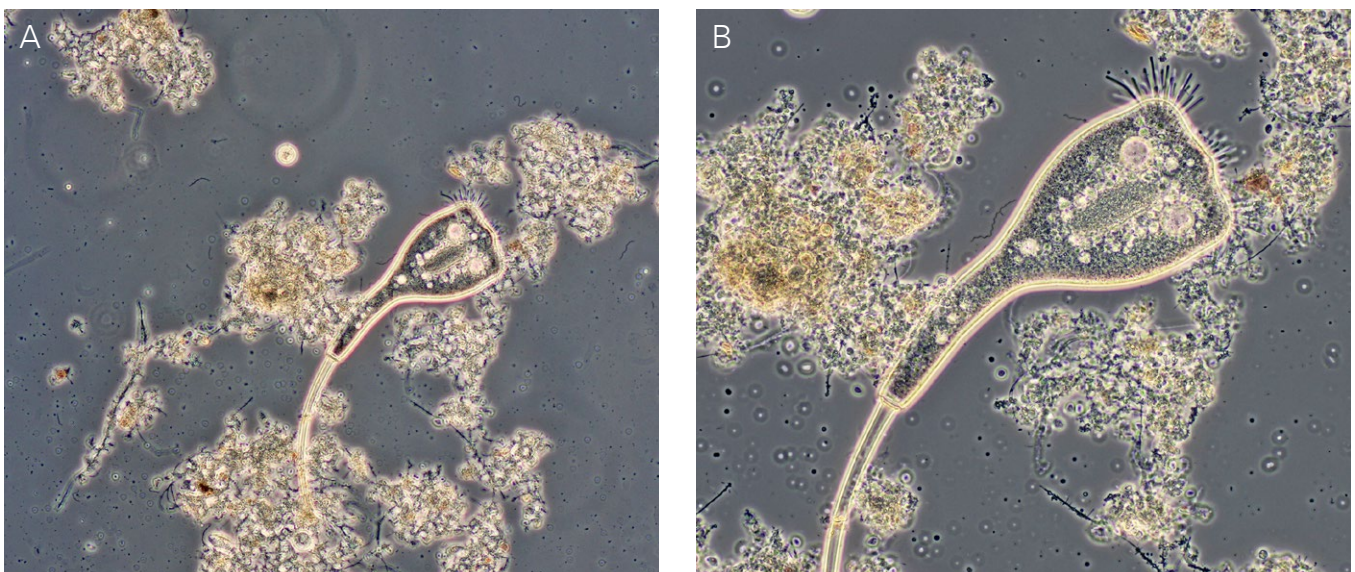


Abb. 4.6: Flockenbeschaffenheit bei verschiedenen Vergrößerungen ((A): 100-fach, (B): 200-fach)

Für die mikroskopische Untersuchung werden folgende Gesamtvergrößerungen empfohlen:

- 100-fach zur Bestimmung der Gestalt, Größe und Struktur der Schlammflocken, charakteristischer Bakterienkolonien, organischer und anorganischer Partikel, zum Abschätzen der Gesamtfädigkeit (Abbildung 4.6 A)
- 200-fach zur Bestimmung größerer Protozoen und Mehrzeller (Abbildung 4.6 B)
- 400-fach zur Bestimmung der Zusammensetzung, inneren Struktur und Festigkeit der Flocken, des Vorkommens freischwimmender Bakterien, zur Bestimmung von kleineren Protozoen, zur Feststellung von Spirillen, Spirochäten und Flagellaten und zur Unterscheidung fadenförmiger Bakterien anhand ihrer Wuchsform (Abbildung 4.7 A)
- 1.000-fach (Ölimmersion, zum Teil Phasenkontrast) für die Bestimmung der fadenförmigen Organismen (Abbildung 4.7 B)

Arbeiten mit Ölimmersionsobjektiven

Um mit dem Mikroskop eine Gesamtvergrößerung von über 1.000-fach zu erreichen, müssen Ölimmersionsobjektive verwendet werden. In der Regel sind dies Objektive mit einer 100-fachen Vergrößerung und dem Aufdruck „Öl“ versehen. Zum Mikroskopieren wird auf das Deckglas des fertigen Präparates ein kleiner Tropfen Immersionsöl gegeben und das Ölimmersionsobjektiv darin eingetaucht.

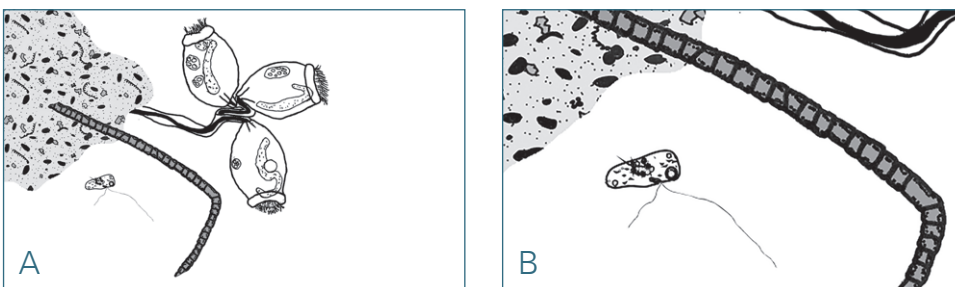


Abb. 4.7: Verwenden unterschiedlicher Vergrößerungen: (A) Abbildungsbeispiel bei 40-fachem (möglichst mit Phasenkontrast) und (B) 100-fachem Objektiv (Ölimmersionsobjektiv)

Ohne Immersionsöl können diese Objektive nicht verwendet werden. Da der Abstand zwischen dem Deckglas und dem Objektiv bei dieser hohen Vergrößerung nur noch einen Bruchteil eines Millimeters beträgt, ist folgendes vorsichtiges Vorgehen zum Einstellen durchzuführen:

- Präparat zunächst bei der nächst-kleineren Vergrößerung (z. B. Objektiv 40-fach) scharf stellen
- 40-fach-Objektiv ausschwenken, einen Tropfen Immersionsöl auf das Deckglas des Präparats geben
- 100-fach-Ölimmersionsobjektiv langsam einschwenken; das Objektiv dabei mit der Frontlinse in den Öltropfen eintauchen
- mit dem Feintrieb vorsichtig die Bildscharfe regulieren

Wichtig: Nach dem Gebrauch von Immersionsöl muss das Objektiv mit einem fusselfreien Linsenreinigungspapier und einem gemäß Hersteller empfohlenen Lösungsmittel (z. B. Alkohollösung oder ähnliches) oder mit Styroporkanten gründlich von Ölresten gereinigt werden. Das Präparat kann anschließend nicht mehr mit den anderen Objektiven betrachtet werden, da sonst die Gefahr besteht, deren Optik mit dem Immersionsöl zu verunreinigen. Ist nochmals eine Untersuchung mit geringerer Vergrößerung notwendig, muss ein neues Präparat angefertigt werden!

4.5 Größenbestimmung mit dem Mikroskop

Vielfach ist zur Identifizierung von Mikroorganismen oder unbelebter Partikel eine Größenbestimmung erforderlich. 1 µm (Mikrometer) entspricht dem tausendsten Teil eines Millimeters (0,001 mm). Mit dem Lichtmikroskop können Objekte von etwa 0,25 µm (0,00025 mm) bis etwa 2.000 µm (2 mm) betrachtet werden. Einen Eindruck über die Größenverhältnisse von Mikroorganismen zueinander gibt Abbildung 4.8 wieder. Damit kann auch die ungefähre Größe von unbekanntem Organismen im Vergleich mit bekannten Objekten wie z. B. einem Stück dünnster Angelschnur (etwa 0,08 bis 0,10 mm) oder einem Haar (etwa 0,1 mm) grob abgeschätzt werden.

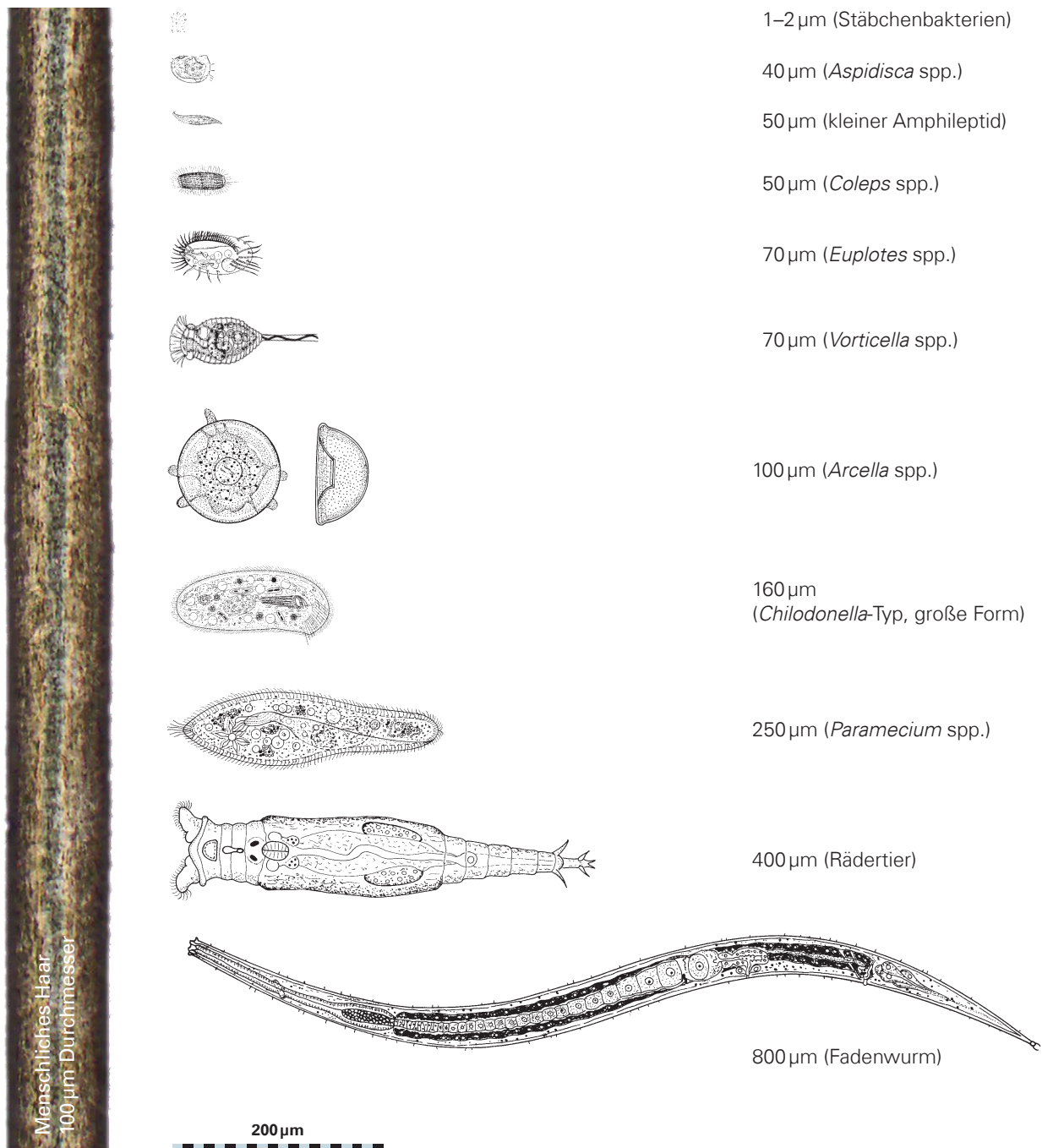


Abb. 4.8: Verschiedene Mikroorganismen im Größenvergleich

Genauer ist jedoch ein exaktes Ausmessen der Organismen. Hierzu benötigt man ein Okularmikrometer, also ein Glasplättchen mit Stricheinteilung, ähnlich wie bei einem Lineal, das in das Okular eingebaut ist. Die Größe eines Objektes kann unter dem Mikroskop mit dem Okularmikrometer durch Vergleich mit der Anzahl der Skalenstriche ermittelt werden. Es muss jedoch beachtet werden, dass der Abstand der einzelnen Skalenstriche in Abhängigkeit vom verwendeten Objektiv jeweils einer anderen „echten“ Länge entspricht. Die folgende Tabelle gibt die entsprechende Skaleneinteilung für eine Gesamtlänge von 100 Skalenstrichen wieder:

| Gesamtvergrößerung | 10 Skalenstriche |
|--------------------|-------------------|
| 100-fach | 10 μm |
| 200-fach | 5 μm |
| 400-fach | 2,5 μm |
| 1.000-fach | 1 μm |

Tab. 4.1:
Beispiele für Längen-
ermittlungen bei Oku-
larmikrometern mit
100 Skalenstrichen
auf der Gesamtskala
(Okular 10-fach)

Diese Anhaltswerte reichen in der Regel zur Größenbestimmung aus. Werte für andere Vergrößerungsstufen lassen sich entsprechend proportional zur Vergrößerung berechnen. Misst z. B. ein Wimpertierchen bei einer 100-fachen Gesamtvergrößerung (Objektiv 10-fach, Okular 10-fach) 50 Skalenstriche, entspricht dies einer Länge von etwa 50 μm (Abbildung 4.9 A). Wird derselbe Organismus danach bei einer Gesamtvergrößerung von 200-fach gemessen (Objektiv 20-fach, Okular 10-fach), entspricht seine Größe 100 Skalenstrichen im Okularmikrometer und damit ebenfalls 50 μm (Abbildung 4.9 B).

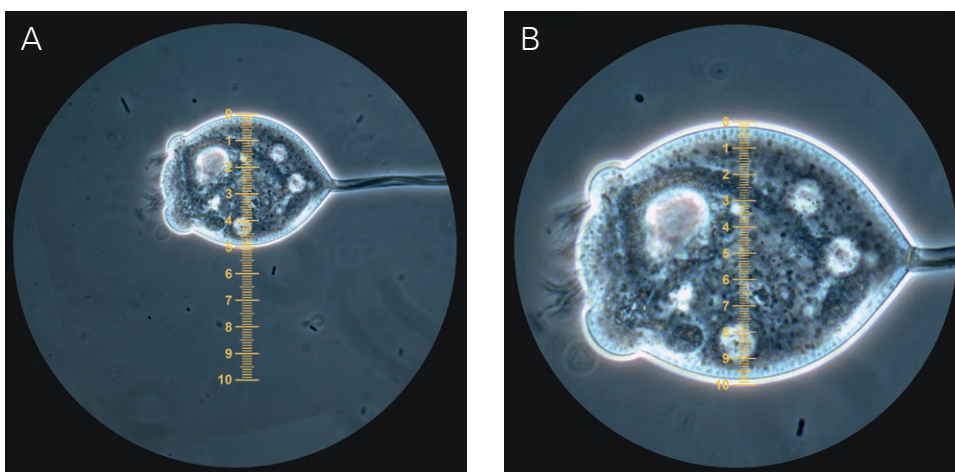


Abb. 4.9: Größenbestimmung *V. convallaria* mit dem Okularmikrometer ((A): 100-fach, die Länge der gesamten Skala umfasst hier 100 μm ; (B): 200-fach, die Länge der gesamten Skala umfasst hier 50 μm)

Für präzise Messungen muss für jedes verwendete Objektiv die genaue Anzahl an Skalenstrichen ermittelt werden. Dies wird von den meisten Herstellern und Kundendiensten auf Wunsch mit einem Objektmikrometer durchgeführt. Die tatsächliche Länge kann dann geringfügig von den oben genannten Rechenwerten abweichen – je nach Okularvergrößerung und eventuellen Zwischenvergrößerungen im Tubus.

Sind neuere Mikroskope mit einer digitalen Systemkamera ausgerüstet, wird oft eine Bildbearbeitungssoftware mitgeliefert, mit der eine exakte Größenbestimmung möglich ist.

Probenbeschaffenheit, Dokumentation

Bei der Untersuchung von Belebtschlammproben werden die Indikatororganismen sowie weitere relevante Taxa und Feststellungen in Formblättern dokumentiert. Daraus ergibt sich ein Gesamtbild („mikrobiologischer Fingerabdruck“) der Biozönose, das Rückschlüsse auf die Beschaffenheit des zulaufenden Abwassers, den Betriebszustand der Anlage und die Wirksamkeit der biologischen Abwasserreinigung erlaubt.

Kapitel 5

| | |
|---|-----------|
| Probenbeschaffenheit, Dokumentation | 52 |
| 5.1 Farbe und Geruch der Schlamm- oder Biofilmprobe | 53 |
| 5.1.1 Farbe | 53 |
| 5.1.2 Geruch | 54 |
| 5.2 Flockengröße und Flockenstruktur | 54 |
| 5.2.1 Größe der Flocke | 54 |
| 5.2.2 Struktur der Flocke | 55 |
| 5.3 Abschätzen der Organismendichte | 56 |
| 5.3.1 Vorkommen | 56 |
| 5.3.2 Häufigkeit | 58 |
| 5.3.3 Gesamtfädigkeit | 59 |
| 5.4 Erfassung der Indikatororganismen mit dem Dokumentationsformblatt | 60 |



5 PROBENBESCHAFFENHEIT, DOKUMENTATION

Weitergehende Befunde, wie etwa Beschaffenheit, Farbe, Geruch des Abwassers sowie die Zusammensetzung der Biozönose geben Aufschluss über den Betriebszustand und die Wirksamkeit der biologischen Abwasserreinigung in der Kläranlage. Zusammen mit den erhobenen Indikatororganismen werden für ein Gesamtbild („mikrobiologischer Fingerabdruck“) alle erhobenen Daten mittels Formblättern erfasst.

Die Eigenüberwachung anhand des mikroskopischen Bildes ist auf Kläranlagen nur dann sinnvoll, wenn sie regelmäßig durchgeführt sowie systematisch dokumentiert und bewertet wird. Für die Untersuchung werden von einer Probe des belebten Schlammes oder Biofilmes mindestens drei mikroskopische Präparate hergestellt, mikroskopiert und daraus der durchschnittliche Befund ermittelt.

Zur Dokumentation und Bewertung werden folgende Formblätter verwendet (Druckvorlagen siehe Kapitel 16 Anlagen). Im Textteil sind sie an folgenden Stellen zu finden:

- **Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“** zur Erfassung der Indikatororganismen aus den mikroskopischen Untersuchungen (Tabelle 5.3, Seite 61; Tabelle 11.1, Seite 216)
- **Formblatt „Bewertung mikroskopisches Bild“** (Tabelle 11.2, Seite 217)
- **Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“** für mikroskopische Merkmale im Lebendpräparat sowie nach Gram-/Neisser-Färbung (Tabelle 7.1, Seite 89; Tabelle 11.3, Seite 218)
- **Formblatt „Bewertung Fadenbakterien“** (Tabelle 11.4, Seite 219)

Das **Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“** stellt eine Arbeitshilfe dar, mit der die systematische Dokumentation der Ergebnisse der mikroskopischen Untersuchung erleichtert wird. Alle mikroskopischen Beobachtungen sowie sonstigen Feststellungen sollen dort festgehalten werden. Die Organismenauswahl bezieht sich auf Anlagen mit belebtem Schlamm und Biofilmen. Es können damit aber auch Proben aus anderen Anlagentypen und aus dem unbelüfteten Reaktorteil dokumentiert werden. Für die Erfassung der Mikroorganismen in Abwasserteich- und Pflanzenkläranlagen können zwar die in Kapitel 9 beschriebenen Lebensgemeinschaften und deren Milieubedingungen herangezogen und mit den im Mikroskop beobachteten Arten, Gattungen oder Biozönosen verglichen werden. Eine schematische Bewertung ist jedoch nicht analog zu Belebungs- und Biofilmanlagen möglich und muss im Einzelfall unter Berücksichtigung der vorliegenden Randbedingungen vorgenommen werden.

Anhand des **Formblattes „Bewertung mikroskopisches Bild“** erfolgt eine vertiefende, systematische Auswertung der Ergebnisse für Belebungsanlagen einschließlich der SBR-Anlagen und Biofilmanlagen. Das Auswerteschema ermöglicht sowohl eine umfassende Bewertung der biologisch-mikroskopischen Ergebnisse rasch und reproduzierbar anzufertigen als auch daraus Schlussfolgerungen zu ziehen. Eine schematische Bewertung von Schlämmen aus anoxischen oder anaeroben Reaktorteilen ist mit dem Formblatt „Bewertung“ jedoch nicht möglich.

Für die Gesamtbewertung der Kläranlage oder des Anlagenteiles müssen zu den mikroskopischen Ergebnissen immer die aktuellen Betriebsbedingungen auf der Kläranlage am Tag der Probenahme mitberücksichtigt werden. Neben der Bestimmung der Indikatororganismen sind einige physikalisch-chemische Eigenschaften der Schlamm- oder Biofilmprobe zu dokumentieren. Diese gehen in die Bewertung mit ein. Die Bewertung nach den Formblättern kann auch mit Hilfe einer dafür entwickelten Excel-Anwendung durchgeführt werden.

5.1 Farbe und Geruch der Schlamm- oder Biofilmprobe

5.1.1 Farbe

Verschiedene Farbtöne des Schlammes, des Biofilmes oder des Abwassers sowie deren mögliche Ursachen sind in Tabelle 5.1 zusammengefasst.

| Farbe | Art des Schlammes/Biofilmes oder Abwassers | Ursache, Bemerkung |
|------------------------------------|--|---|
| grau bis braun | <ul style="list-style-type: none"> ■ belebter Schlamm, Biofilm aus aeroben Becken oder Reaktoren | möglicher Hinweis auf aluminiumhaltige Fällmittel |
| braun | <ul style="list-style-type: none"> ■ belebter Schlamm, Biofilm aus anaeroben oder anoxischen Becken oder Reaktoren | übliche Bedingungen bei Nitrifikations-/Denitrifikationsanlagen, Zugabe von eisenhaltigen Fällmitteln |
| grün | <ul style="list-style-type: none"> ■ dem Licht ausgesetzter Biofilm ■ Abwasser aus Abwasserteichen | Algen |
| grau | <ul style="list-style-type: none"> ■ anoxische oder anaerobe Verhältnisse ■ Abwasser aus überlasteten Abwasserteichen, insbesondere im Winter ■ Schlamm oder Abwasser mit hohen Anteilen an Kalk oder ähnlichem | mögliche Hinweise auf Schwefelbakterien; Tauchkörper können bei zu hohen Belastungen auch einen grauen Biofilm entwickeln |
| rötlich braun | <ul style="list-style-type: none"> ■ Schlamm mit Eisen-Simultanfällung | eisenhaltige Fällmittel |
| weißlich | <ul style="list-style-type: none"> ■ Abwasser mit Schwefelanteilen ■ Belag im Ablaufgerinne überlasteter Anlagen | anaerobe Verhältnisse, Schwefelbakterien, Pilze |
| schwarz | <ul style="list-style-type: none"> ■ angefaulter Schlamm ■ Faulschlamm | anaerobe Bedingungen, muffiger Geruch |
| rot/violett | <ul style="list-style-type: none"> ■ Faulschlamm aus offenen Faulbehältern ■ überlastete Abwasserteiche | Schwefelbakterien oder Algen |
| gelb/grün/ blau/violett/ ... | <ul style="list-style-type: none"> ■ Zulauf, Schlamm | gefärbtes Abwasser, z. B. von Textilbetrieben oder aus Lebensmittelproduktion/-verarbeitung |
| hell rötlich | <ul style="list-style-type: none"> ■ Probe Anammox-Becken | Anammox-Bakterien |

Tab. 5.1: Farbtöne von Schlämmen/Biofilmen und Abwasser (Gesamteindruck)

Die Farbe des Schlammes oder von Biofilmen wird bei Industriekläranlagen häufig durch den Produktionsprozess bestimmt und kann bei kommunalen Kläranlagen durch Abwasser von größeren Indirekteinleitern (z. B. Färbereien, Textilbetriebe, Lebensmittelproduktion/-verarbeitung) verursacht werden. Bei naturnahen Kläranlagen (Abwasserteichen) kann die Farbe durch das zeitweise Massenvorkommen verschiedener Mikroorganismen, wie z. B. von *Aeolosoma* spp. (dem orange gefärbten Öltröpfchenwurm) oder *Chromatium* spp. (einem violett gefärbten Bakterium), beeinflusst werden.

Bei getrennten Schlammkreisläufen sind Schlamm- oder Biofilmproben aus anoxischen oder anaeroben Bereichen oder Hochlastvorstufen der Kläranlagen häufig dunkler gefärbt als solche aus aeroben Becken oder Reaktoren. Graubrauner bis schwarzer Schlamm oder Biofilm ist in anoxischen/anaeroben Bereichen nicht unbedingt ein Grund zur Beunruhigung. Dort gehören Schwefelbakterien, die meist für die Graufärbung verantwortlich sind, sowie Pilze zu einer gesunden Biozönose. In den aeroben Bereichen der Kläranlage ist bei deutlicher Graufärbung des Schlammes oder Biofilmes jedoch Aufmerksamkeit geboten.

5.1.2 Geruch

Auch der Geruch des Schlammes oder Biofilmes lässt Rückschlüsse auf den Zustand der Biozönose zu. Belebter Schlamm oder Biofilm aus aeroben Becken oder Reaktoren hat einen unauffälligen, erdigen Geruch. Muffig bis faulig kann der Schlamm oder Biofilm riechen, wenn die Anlage überlastet oder nicht ausreichend mit Sauerstoff versorgt ist. Auch hier gilt, dass Schlamm- und Biofilmproben aus denitrifizierenden Bereichen einer Kläranlage mit getrennten Schlammkreisläufen meist muffig riechen und dies als Zeichen für die hier gewünschten Verhältnisse zu werten ist. In jedem Fall ist auf richtige Probenahme, Probentransport und -lagerung zu achten, um hierdurch hervorgerufene verfälschte Aussagen ausschließen zu können (Kapitel 4). Daneben können Gerüche bestimmter Abwassereinleitungen den typischen Schlammgeruch überlagern, z. B. der Geruch von Brauerei- oder Molkereiabwasser.

5.2 Flockengröße und Flockenstruktur

Größe, Form und Struktur der Schlammflocken werden charakterisiert, wodurch sich weitere Hinweise auf spezifische Betriebszustände ermitteln lassen.

5.2.1 Größe der Flocke

Größe und Form von Schlammflocken werden durch folgende Faktoren beeinflusst:

- Strömungsverhältnisse im biologischen Teil
- Belüftung
- Abwasserzusammensetzung und Anlagenbelastung
- biologische Aktivität der Mikroorganismen

Nach Eikelboom & van Buijsen (1992) wird nach den folgenden Größenordnungen unterschieden:

| Größenordnung der Schlammflocke | Durchmesser (µm) |
|---------------------------------|------------------|
| klein | unter 150 |
| mittelgroß | 150 bis 500 |
| groß | über 500 |

Tab. 5.2:
Einteilung der
Schlammflocke
nach Größe

Die durchschnittliche Größe der Flocken in den Präparaten wird bestimmt und die typische Größenordnung im Formblatt „Dokumentation“ protokolliert (Tabelle 5.3). Die aus den Flocken herausragenden fadenförmigen Bakterien bleiben dabei unberücksichtigt. Es sind auch Mehrfachnennungen möglich, wie z. B. mittelgroße und große Flocken.

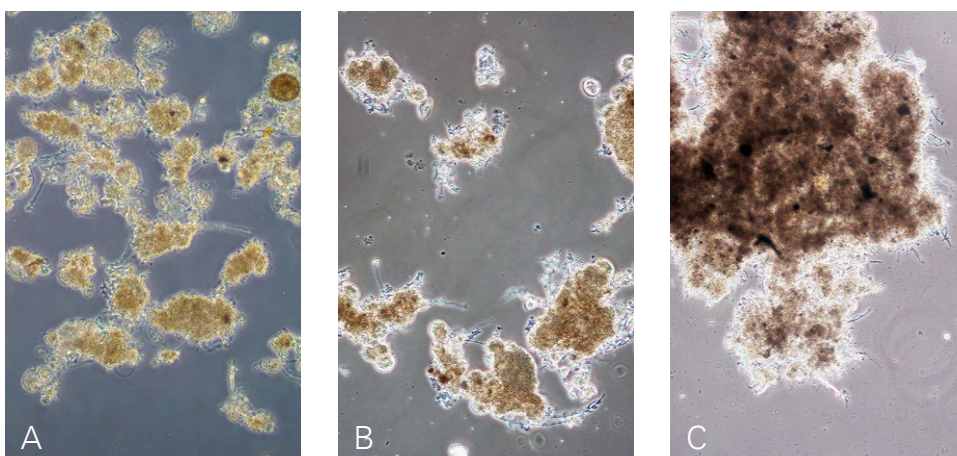


Abb. 5.1: Schlammflocken verschiedener Größe: (A) überwiegend klein; (B) mittelgroß; (C) groß (jeweils 100-fache Vergrößerung)

Generell deuten große Flocken (Durchmesser über 500 µm) auf eine hohe Belastung hin, während kleine Flocken (Durchmesser unter 150 µm) meist eine geringe Belastung anzeigen.

Zu berücksichtigen ist, dass die Flockengröße durch chemische Fällungsmittel oder Flockungshilfsmittel, die bei Indirekteinleitern oder in der Kläranlage eingesetzt werden, verändert sein kann.

Bei der mikroskopischen Untersuchung von Biofilmen (z. B. aus Festbettverfahren) ist die Größe der „Flocke“ von untergeordneter Bedeutung, da durch das Abkratzen des Biofilmes vom Trägermaterial und die Aufnahme in Wasser viele mechanische Einflüsse wirksam werden.

5.2.2 Struktur der Flocke

Bei der Form wird zwischen abgerundet und unregelmäßig unterschieden. Mehr oder weniger kugelförmige Flocken werden als „abgerundet“ bezeichnet, eine von der Kugelform abweichende Gestalt gilt als „unregelmäßig“. Eine unregelmäßige Struktur der Flocken wird meist durch fadenförmige Bakterien oder Pilzhyphen verursacht, die aus der Flocke herausragen. Wenn generell Weidegänger, also „Flockenpflege“ betreibende Mikroorganismen wie z. B. *Aspidisca* spp. oder Metazoen, in der Biozönose fehlen, bleibt die Struktur der Flocken oft unregelmäßig. Meist führt auch eine Zunahme in der Belastung zu unregelmäßigeren Flockenformen.

Zur Beschreibung gehört auch die Dichte der Flocken. Im Lichtmikroskop erscheinen dichte Flocken relativ dunkel und lockere Flocken hell (schlecht oder gut lichtdurchlässig). Auch durchscheinende Bereiche im Inneren der Flocke deuten auf eine lockere Struktur hin. Die Dichte bestimmt neben der Größe maßgebend das Absetzverhalten im Nachklärbecken. Bei der mikroskopischen Auswertung von Biofilm- und Schlammproben aus unbelüfteten Abwasserteichen spielt die Struktur und Dichte der Flocken eine untergeordnete Rolle.

Es ist zu beachten, dass die Flockenstruktur durch den Einsatz von Fällungs- und Konditionierungsmitteln beeinflusst wird. Bei Anlagen mit Simultanfällung wird daher das Strukturmerkmal „vernetzt“ nicht in der Gesamtbewertung berücksichtigt (weitergehende Erläuterung siehe Kapitel 11.1).

5.3 Abschätzen der Organismendichte

Bei den meisten Untersuchungen in ökologischen Lebensbereichen (z. B. Kartierung und Abgrenzung eines Biotops) interessiert die Anzahl der verschiedenen Leitorganismen in einem definierten Volumen. Durchführung und Auswertung können auf verschiedene Weise erfolgen, sollten aber immer zu einem klaren Ergebnis führen. So kann bei einer mikroskopischen Untersuchung die Zählung großer Organismen (z. B. Würmer, Insektenlarven) im Einzelfall auch in Zählkammern unter der Stereolupe erfolgen. Das „mikroskopische Bild“ wird jedoch immer auf einem Objektträger unter dem Mikroskop durchgeführt. Die Zahl der Individuen wird dabei nach ihrem Vorkommen abgeschätzt oder in Häufigkeitsstufen eingeteilt. Bei Fadenbakterien wird die Fädigkeitskategorie festgelegt. Die Beurteilung der Schlamm- beziehungsweise Biofilmbeschaffenheit anhand des mikroskopischen Bildes gelingt nur dann, wenn das mengenmäßige Auftreten der verschiedenen Indikatororganismen richtig und regelmäßig erfasst wird.

Von jeder Schlamm- oder Biofilmprobe werden drei mikroskopische Präparate vollständig durchgemustert und die Mikroorganismen anhand ihrer Merkmale bestimmt. Pro Präparat (Volumen = 25 µl) werden bei 100- bis 200-facher (Fädigkeit/Häufigkeit) und 400-facher (Vorkommen) Gesamtvergrößerung alle Mikroorganismen im Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“ notiert.

5.3.1 Vorkommen

Freie Bakterien, Spirillen, Spirochäten, kleine Flagellaten, kleine Nacktamöben und *Pyxidicula* können im Belebtschlamm in großer Zahl vorkommen.

Es ist deshalb sinnvoller, das Vorkommen (V) dieser Organismen in den Präparaten abzuschätzen, als einzelne Zellen zu zählen. Das Abschätzen des Vorkommens erfolgt bei 400-facher Vergrößerung und möglichst bei Phasenkontrasteinstellung. Das Vorkommen der Organismen wird den folgenden Kategorien zugeordnet:

- 1 = einzelne
- 2 = einige
- 3 = häufig
- 4 = massenhaft

Bei dem Befund „einzelne Zellen“ (V = 1) werden nur sehr selten Zellen zwischen den Belebtschlammflocken gefunden (< 10 Zellen / Gesichtsfeld bei 400-facher Vergrößerung; Abbildung 5.2). Zur Bestätigung des Befundes ist intensives Suchen erforderlich.

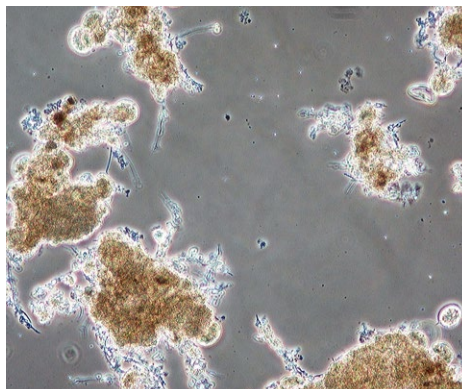


Abb. 5.2: Einzelne freie Bakterien (V= 1)

Wenn beim Durchmusterung regelmäßig Zellen auftreten (> 10 /Gesichtsfeld), wird das Vorkommen mit $V = 2$ bewertet (Abbildungen 5.3 und 5.4).

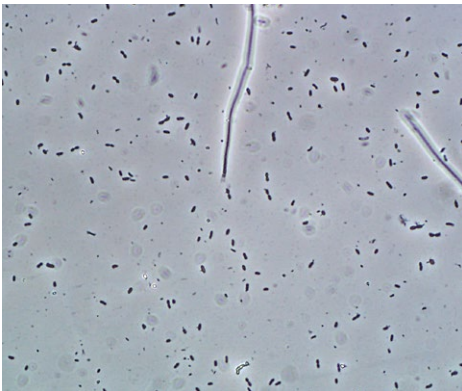


Abb. 5.3: Einige freie Bakterien ($V = 2$)

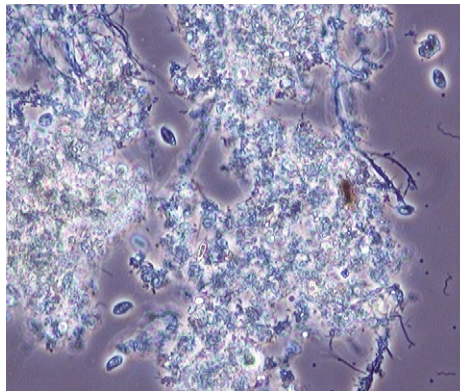


Abb. 5.4: Einige kleine Zooflagellaten ($V = 2$)

Das Vorkommen wird mit $V = 3$ eingestuft, wenn regelmäßig viele Zellen pro Gesichtsfeld gefunden werden, wobei es sich bei Flagellaten um mehr als 25 Zellen, bei Bakterien um mehr als 100 Zellen handeln kann (Abbildungen 5.5 und 5.6).

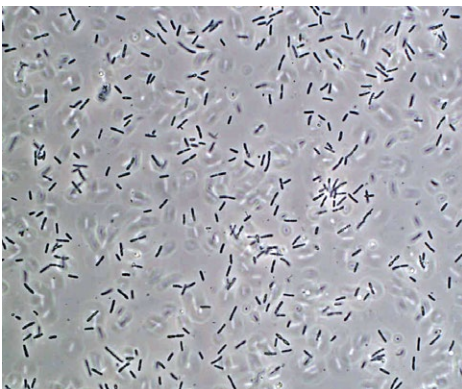


Abb. 5.5: Häufiges Vorkommen freier Bakterien ($V = 3$)

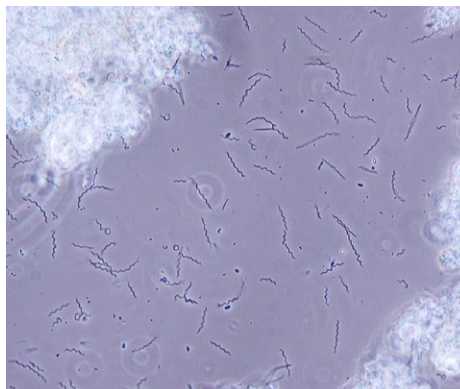


Abb. 5.6: Häufiges Vorkommen von Spirochäten ($V = 3$)

Bei auffallend dominantem Auftreten wird das Vorkommen mit $V = 4$ bewertet (Abbildung 5.7).

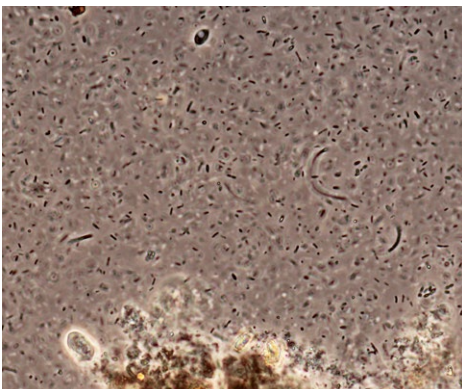


Abb. 5.7: Massenhaftes Vorkommen freier Bakterien ($V = 4$)

5.3.2 Häufigkeit

Die Festlegung der Häufigkeitsstufe erfolgt in der Regel bei 100- bis 200-facher Vergrößerung. Die Bestimmung der Gattung oder Art (z. B. *Vorticella convallaria*-Typ) wird vorab am besten mit 400-facher Gesamtvergrößerung durchgeführt. Um die Organismen gleichermaßen bestimmen und zählen zu können, muss die Mikroskop-Vergrößerung entsprechend angepasst werden: Für die Bestimmung der Gattungen/Arten verwendet man die 200-fache bis 400-fache Vergrößerung, für die Zählung dann die 100-fache oder 200-fache Vergrößerung. Bei schnell schwimmenden oder beweglichen Arten hat es sich als vorteilhaft erwiesen, erst die Gattung oder Art zu bestimmen und dann alle Organismen der Art in der Übersichtsvergrößerung (100-fach) zu zählen. Bei koloniebildenden Ciliaten (z. B. *Epistylis* spp., *Carchesium* spp.) wird jedes „Köpfchen“ gezählt. Für die Bewertung des mikroskopischen Bildes ist die mittlere Häufigkeit aller Mikroorganismen in den untersuchten drei Präparaten anzugeben.

Dafür hat sich in der Praxis der Eigenüberwachung der Kläranlagen seit vielen Jahren bewährt, die vorkommenden Mikroorganismen (Ciliaten und Metazoen) in drei Häufigkeitsstufen (H) einzuteilen:

- vereinzelt **H = 1** (1–5 Mikroorganismen einer Gattung oder Art pro Präparat)
- einige **H = 2** (6–10 Mikroorganismen einer Gattung oder Art pro Präparat)
- viele **H = 3** (>10 Mikroorganismen einer Gattung oder Art pro Präparat)

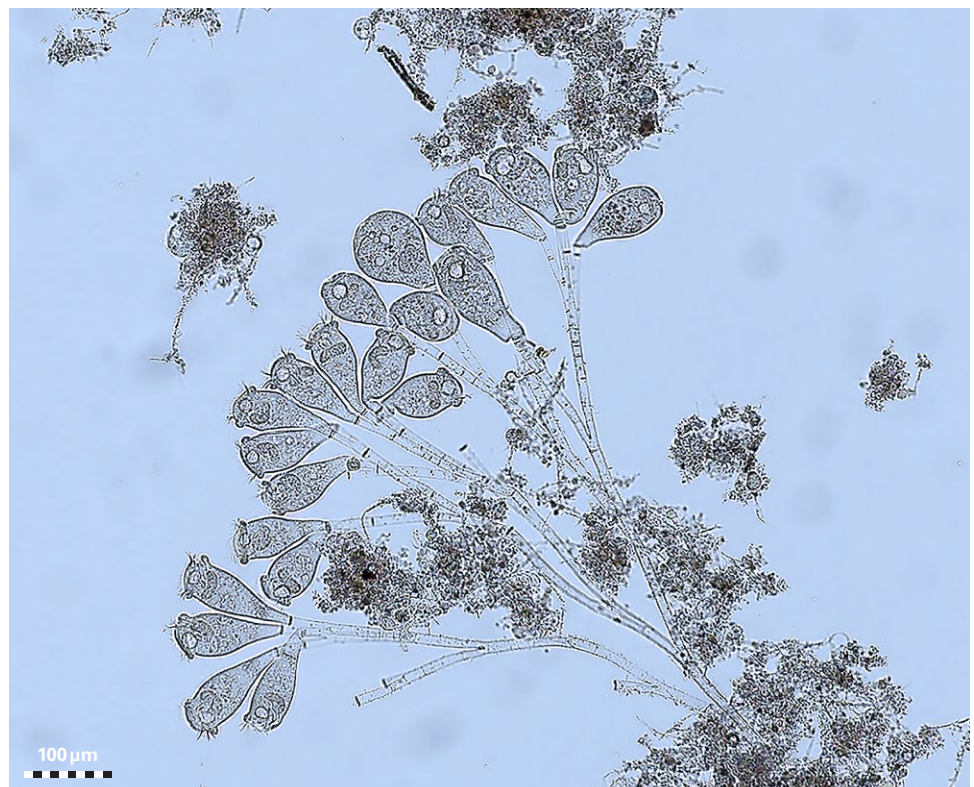


Abb. 5.8: Beispiel für Häufigkeitsstufe 3 („viele“): obwohl nur eine Kolonie eines festsitzenden Ciliaten vorliegt, zählt jedes Köpfchen für die Einstufung.

5.3.3 Gesamtfädigkeit

Kommen fädige Bakterien im belebten Schlamm vor, ist es wichtig, die Häufigkeit ihres Auftretens zumindest grob zu quantifizieren. Die Gesamtfädigkeit sollte regelmäßig im Rahmen der mikroskopischen Beurteilung eines belebten Schlammes dokumentiert werden, auch wenn keine aktuellen Absetzprobleme vorliegen. Durch dieses Einbinden in die routinemäßige Mikroskopie kann gewährleistet werden, dass Anreicherungen fadenförmiger Bakterien frühzeitig erkannt und im weiteren Verlauf Bekämpfungsmaßnahmen entwickelt und in ihrer Effektivität kontrolliert werden können.

Die Beurteilung der Gesamtfädigkeit erfolgt in der Übersicht einer 100-fachen Gesamtvergrößerung. Damit die Angabe der Fadenhäufigkeit nicht rein subjektiv erfolgt, wird die Einschätzung im Abgleich mit Vergleichsbildern vorgenommen, die steigende Gesamtfädigkeiten zeigen. Die Bestimmung kann entweder aus dem Lebendpräparat im Abgleich zu den schematischen Vergleichsbildern (Abbildungen 5.9A bis 5.13A) erfolgen oder aber nach Färbung einer getrockneten Probe mit Kristallviolett im Abgleich zu den entsprechend gefärbten Vergleichsbildern (Abbildungen 5.9B bis 5.13B, nach Kunst et al. 2000). Diese sehr einfache Färbemethode wird in Kapitel 4.3.2 näher erläutert.

Das Betrachten der Kristallviolett-färbung erfolgt im Dunkelfeld und erleichtert dem ungeübten Betrachter die Unterscheidung zwischen Flockenstrukturen und fädigen Bakterien. Kompakte Flockenbereiche werden violett gefärbt, während fädige Bakterien, die aus den Flocken herauswachsen, durch eine leuchtend gelbe Färbung auffällig werden.

Die ermittelte Kennzahl für die Gesamtfädigkeit wird in das Dokumentationsformblatt eingetragen und in das Bewertungsformblatt in der Rubrik „Gesamtfädigkeit/Flockenbeschaffenheit“ entsprechend übertragen.

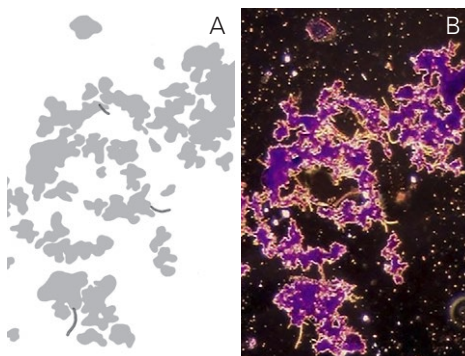


Abb. 5.9: Fädigkeitsstufe 0 (sehr selten)

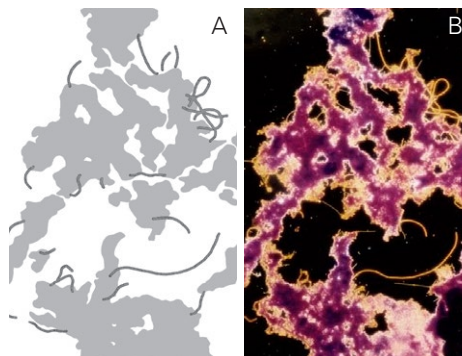


Abb. 5.10: Fädigkeitsstufe 1 (gering)

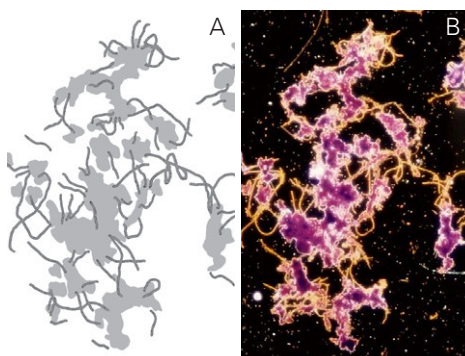


Abb. 5.11: Fädigkeitsstufe 2 (mäßig)

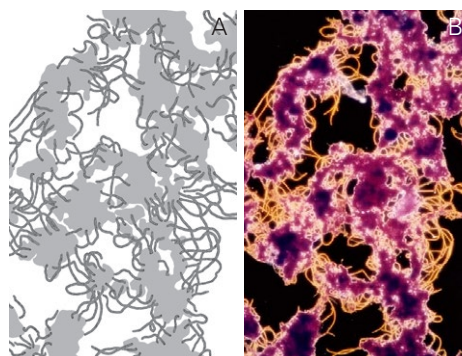


Abb. 5.12: Fädigkeitsstufe 3 (stark)

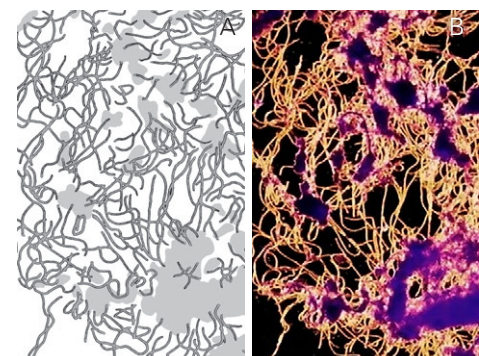


Abb. 5.13: Fädigkeitsstufe 4 (sehr stark)

5.4 Erfassung der Indikatororganismen mit dem Dokumentationsformblatt

Das abgeschätzte Vorkommen (V), die Fädigkeit (F) und die durch Auszählung ermittelte Häufigkeit (H) der beim Mikroskopieren nachgewiesenen Mikroorganismen wird für die drei Proben unter der Spalte „Stufe“ in das Formblatt „Dokumentation“ (Tabelle 5.3, folgende Seite) eingetragen. Bei der manuellen Bearbeitung kann in der Spalte „Anzahl“ eine Strichliste geführt und nach der Durchsicht des Präparates die Häufigkeitsstufe festgelegt werden. Der Mittelwert aus den drei Häufigkeitsstufen wird in die letzte Spalte „Mittelwert“ (als gerundete ganze Zahl) eingetragen und anschließend ins Formblatt „Bewertung“ übertragen. Analog erfolgt die Mittelwertbildung bei den Stufen zum Vorkommen. Bei einer Bearbeitung mit der Excel-Anwendung kann das Vorkommen und die Fädigkeit direkt über ein Pull-down-Menü ausgewählt oder der Zahlenwert für die Häufigkeit in der Spalte „Anzahl“ eingetragen werden. Die Mittelwertbildung und Übertragung in das Formblatt „Bewertung“ erfolgt dann automatisiert.

Die Begriffe Blähschlamm, Schwimmschlamm, Schaum werden in Kapitel 10 näher erläutert. Bei Schwimmschlamm, also aufschwimmendem Schlamm auf dem Belebungs- oder Nachklärbecken, sollte eine zusätzliche Probe der aufschwimmenden Schlammschicht gezogen und mikroskopisch ausgewertet werden. In diesem Fall gilt die Fädigkeit der Schwimmschlammprobe für die Dokumentation.

Entsprechend der Art der untersuchten Kläranlage können im Formblatt „Dokumentation“ (Tabelle 5.3) unter „Sonstige Bemerkungen“ weitere Beobachtungen eingetragen werden, wie z. B. Schwimmschlamm bei Belebungsanlagen, Pfützenbildung bei Tropfkörpern oder flächendeckendes Auftreten von Wasserlinsen bei Abwasserteichen. Zudem werden hier die Beobachtungen zur Flocke und Gesamtfädigkeit sowie bekannte Belastungssituationen, wie z. B. hohe Fettbelastung im Zulauf, aufgenommen.

In Kapitel 11 ist an einem Beispiel dargestellt, wie die Erfassung der Biozönose einer Kläranlage durchgeführt wird und welche Erkenntnisse daraus abgeleitet werden können. Die entsprechend ausgefüllten Formblätter zur Dokumentation der Indikatororganismen und – bei der gewählten Kläranlage ebenfalls auftretenden – Fadenbakterien ergibt in der Gesamtschau einen Einblick in die Biozönose, wie die Bewertung anhand der zugehörigen Formblätter aufzeigt.

Ist ein Indikatororganismus in nur einer der drei betrachteten Präparate mit einer Häufigkeit oder dem Vorkommen „1“ nachgewiesen worden, ist für die übrigen Präparate und somit auch für den ermittelten Durchschnittswert eine „0“ einzutragen, wie es im Beispiel bei *Vorticella convallaria* der Fall ist (siehe Tabelle 11.1, Seite 216). Der Nachweis dieser Art geht also aufgrund der zu geringen Häufigkeit nicht in die Gesamtbewertung ein.

Ferner werden für eine papiergebundene Durchführung des mikroskopischen Bildes im Anhang kopierfähige Blankoformblätter zur Verfügung gestellt, in digitaler Form sind sie im Internet verfügbar.

| Formblatt "Dokumentation mikroskopisches Bild (MB)" | | Probenahme am: | | Mikroskopiert am: | | | | |
|--|--|--------------------------------------|-------|---|-------|---|-------|------------|
| Kläranlage: | | Uhrzeit: | | Uhrzeit: | | | | |
| Kläranlagen-ID: | | Probenahmestelle: | | | | | | |
| Anlagentyp: | | Anzahl Präparate: | | 0 | | | | |
| Indikatororganismen | Häufigkeit (H) Vorkommen (V) Fädigkeit (F) | Präparat 1 | | Präparat 2 | | Präparat 3 | | Mittelwert |
| | | Anzahl | Stufe | Anzahl | Stufe | Anzahl | Stufe | |
| Bakterien | | | | | | | | |
| Gesamtfädigkeit | F | | | | | | | |
| Freie Bakterien | V | | | | | | | |
| <i>Chromatium</i> spp. | V | | | | | | | |
| Spirillen | V | | | | | | | |
| Spirochäten | V | | | | | | | |
| <i>Zoogloea</i> spp. | H | | | | | | | |
| Flagellaten | | | | | | | | |
| Farblose Augenflagellaten (<i>Peranema</i> , <i>Anisonema</i>) | H | | | | | | | |
| Kleine Zooflagellaten < 10 µm (<i>Bodo</i>) | V | | | | | | | |
| Weitere Zooflagellaten > 10 µm (<i>Hexamitus</i> , <i>Trigonomonas</i>) | H | | | | | | | |
| Amöben | | | | | | | | |
| Große Schalenamöben (<i>Arcella</i> , <i>Euglypha</i> , <i>Trinema</i>) | H | | | | | | | |
| Kleine Nacktamöben (< 50 µm) | V | | | | | | | |
| <i>Pyxidicula</i> spp. | V | | | | | | | |
| Festsitzende Ciliaten | | | | | | | | |
| <i>Carchesium</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Epistylis</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Opercularia</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Stentor</i> spp. | H | | | | | | | |
| Sauginfusorien (Suctoria) | H | | | | | | | |
| <i>Thuricola</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella campanula</i> | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella aquadulcis</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella convallaria</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella infusorium</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella microstoma</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella octava</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Zoothamnium</i> spp. | H | | | | | | | |
| Schreitende Ciliaten | | | | | | | | |
| <i>Aspidisca cicada</i> | H | | | | | | | |
| <i>Aspidisca lynceus</i> | H | | | | | | | |
| <i>Euplotes</i> spp. | H | | | | | | | |
| Schwimmende/gleitende Ciliaten | | | | | | | | |
| Amphileptiden | H | | | | | | | |
| <i>Chilodonella</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Coleps</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Colpidium</i> spp. / <i>Dexiostoma</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Cyclidium</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Dexiotricha</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Glaucoma</i> spp. | H | | | | | | | |
| Glockentiere (abgelöste "Köpfchen") | H | | | | | | | |
| Holophryiden | H | | | | | | | |
| <i>Metopus</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Paramecium</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Plagiocampa</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Spirostomum</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Tetrahymena</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Uronema</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Trochilia</i> spp. | H | | | | | | | |
| Mehrzeller | | | | | | | | |
| Pilzfäden | F | | | | | | | |
| Rädertiere | H | | | | | | | |
| Bärtierchen | H | | | | | | | |
| Bauchhärlinge | H | | | | | | | |
| Nematoden | H | | | | | | | |
| Oligochaeten | H | | | | | | | |
| Sonstige | | | | | | | | |
| Dauerzellen | H | | | | | | | |
| Leere Glockentierstiele | H | | | | | | | |
| Weitere Organismen: | <freie Texteingabe für Auffälligkeiten oder nichtgelistete Organismen> | | | | | | | |
| Spezielle einleiterbedingte Belastungen: <input type="checkbox"/> Proteinbelastung <input type="checkbox"/> Acetatbelastung <input type="checkbox"/> Fettbelastung sonstiges: <input type="text"/> | | | | Flockenbeschaffenheit | | | | |
| Probenbeschaffenheit: Geruch: <input type="text"/> Farbe: <input type="text"/> Bemerkungen: <input type="text"/> | | | | Flocke: (siehe auch Kapitel 5.2) | | <input type="checkbox"/> abgerundet <input type="checkbox"/> unregelmäßig <input type="checkbox"/> fest <input type="checkbox"/> locker <input type="checkbox"/> vernetzt | | |
| Auffälligkeiten im mikroskopischen Bild: Einschlüsse: <input type="checkbox"/> Gasblasen <input type="checkbox"/> Fasern <input type="checkbox"/> Mikroplastik sonstiges: <input type="text"/> | | | | Simultanfällung <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein | | <input type="checkbox"/> groß (> 500 µm) <input type="checkbox"/> mittel (> 150 µm) <input type="checkbox"/> klein (< 150 µm) <input type="checkbox"/> Flockenzerfall | | |
| Anlagenbezogene Feststellungen: <input type="checkbox"/> Schwimmschlamm / Schaum sonstiges: <input type="text"/> | | | | | | | | |
| Weitere Bemerkungen: | | bearbeitet von: <input type="text"/> | | | | | | |

Infobox F, V, H:

Fädigkeit (F):

- selten/keine = 0
- gering = 1
- mäßig = 2
- stark = 3
- sehr stark = 4

Häufigkeit (H):

- 0 = 0
- 1-5 = 1
- 6-10 = 2
- ab 11 = 3

Vorkommen (V):

- keine = 0
- einzelne = 1
- einige = 2
- häufig = 3
- massenhaft = 4

Tab. 5.3: Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“ für die mikroskopischen Feststellungen

Identifizierung der Indikatororganismen – Bestimmungsschlüssel

Eine sichere Bestimmung der Mikroorganismen in einer Belebtschlammprobe ist zur Erfassung der Biozönose und Bewertung der Reinigungsleistung unerlässlich. Die Bestimmungsschlüssel führen den Anwender anhand von artspezifischen Erkennungsmerkmalen zu einer Identifikation der beobachteten Individuen.

Kapitel 6

Identifizierung der Indikatororganismen – Bestimmungsschlüssel 64

| | | |
|--------|---|----|
| 6.1 | Aufbau des Bestimmungsschlüssels | 64 |
| 6.2 | Bestimmungsschlüssel Tafeln I bis IX | 71 |
| 6.2.1 | Tafel I: Bestimmungsschlüssel Übersicht | 72 |
| 6.2.2 | Tafel II: Fadenförmige Strukturen | 73 |
| 6.2.3 | Tafel III: Auffallend große Organismen (Ein- und Mehrzeller), oft lebhafte Bewegung | 74 |
| 6.2.4 | Tafel IV: Rädertiere, Bärtierchen und Bauchhärlinge | 75 |
| 6.2.5 | Tafel V: Geißeltierchen | 76 |
| 6.2.6 | Tafel VI/1: Freischwimmende oder auf Cirren schreitende Ciliaten (Wimpertierchen) | 77 |
| 6.2.7 | Tafel VI/2: Freischwimmende Wimpertierchen (Fortsetzung Tafel VI/1) | 78 |
| 6.2.8 | Tafel VII: Festsitzende Wimpertierchen und Sauginfusorien | 79 |
| 6.2.9 | Tafel VIII: Wechseltierchen und Wimpertierchen | 80 |
| 6.2.10 | Tafel IX: Sonstige | 81 |



6 IDENTIFIZIERUNG DER INDIKATORORGANISMEN – BESTIMMUNGSSCHLÜSSEL

Das folgende Kapitel sowie das anschließende Kapitel 7 mit den Bestimmungsschlüsseln dient zur Identifizierung der Mikroorganismen, denen eine Indikatorfunktion für die biologische Abwasserreinigung zugeordnet wurde, aber auch weiterer Organismen und Strukturen, die üblicherweise in Kläranlagen vorkommen. Als Hinführung zum Aufbau des Bestimmungsschlüssels wird ein Überblick der verschiedenen Organismenstufen gegeben (Kapitel 6.1) mit Hinweisen auf wichtige Bestimmungsmerkmale. Den nachfolgenden Bestimmungstabellen sind Erklärungen der verwendeten Symbole sowie eine Erläuterung zur Handhabung der Tabellen vorangestellt (Kapitel 6.2).

In Kapitel 8 findet man ausführliche Steckbriefe der Organismen, denen eine Indikatorfunktion zugeordnet wurde und die dadurch nähere Informationen über die Beschaffenheit des Abwassers und den Zustand der Reinigungsleistung geben. Weitergehende Informationen zur Biologie in der Abwasserreinigung werden in Kapitel 9 erörtert.

6.1 Aufbau des Bestimmungsschlüssels

Die Welt der Mikroorganismen mit den unterschiedlichen Lebensformen wird nach biologischen Kriterien (Zellaufbau, Organisation und Struktur des Genmaterials, phänotypische und physiologische Merkmale des Aussehens und der Funktion, und anderes mehr) in zwei grundsätzliche Kategorien eingeteilt:

A. Prokaryonten

= niedere Lebewesen ohne echten Zellkern, z. B. Bakterien, Cyanobakterien (Blaualgen)

B. Eukaryonten

= höhere Lebewesen mit echtem Zellkern

1. Höhere Einzeller

- a) Flagellaten (Geißeltierchen, z. B. *Peranema* sp.)
- b) Amöben (Wechseltierchen, z. B. *Arcella* sp.)
- c) Ciliaten (Wimpertierchen, z. B. *Vorticella convallaria*, *Aspidisca cicada*)
- d) Algen (z. B. einzellige Grünalgen, Kieselalgen)

2. Mehrzeller

- a) Tiere (z. B. Rädertiere, Fadenwürmer, Bärtierchen)
- b) Pilze (z. B. Pilzfäden der Gattung *Fusarium*)
- c) mehrzellige Grünalgen, Pflanzen (z. B. fädige oder koloniebildende Grünalgen)

Alle diese Lebensformen finden sich im Abwasser wieder. Auch Formen aus der unbelebten Welt, wie Sand, Fasern, mineralische Kristalle oder Kunststoffpartikel, sind enthalten.

Der Bestimmungsschlüssel führt den Anwender durch die Vielzahl der Organismen und Strukturen. Durch gezielte Fragen nach Größe, Form, Strukturen, Eigenschaften und Farben wird der Anwender durch die jeweiligen Bestimmungstabellen geführt und endet bei einer Gattung oder Art oder Struktur, die dann zur Dokumentation in das entsprechende Formblatt (siehe Kapitel 5.4) eingetragen wird. Seitenzahlen verweisen auf weitergehende Informationen in den Steckbriefen (Kapitel 8). Ein für die Auswertung relevantes Lebewesen ist im Bestimmungsschlüssel mit einem **Bleistiftsymbol** markiert und findet sich auch im Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“ wieder. Organismen oder Strukturen ohne Bleistiftsymbol haben nur informativen Charakter. Sie besitzen in der Abwasserbiologie keine bisher bekannte Indikatorfunktion und finden daher im Formblatt und bei der anschließenden Auswertung keine Berücksichtigung.



Eine Dokumentation ist insofern nicht zwingend notwendig, rundet aber den Gesamteindruck der Anlage über das mikroskopische Bild ab.

Als weiteres Hilfsmittel wird das **Lupensymbol** verwendet. Dieses Symbol gibt einen Hinweis darauf, bei welcher Gesamtvergrößerung (100-fach, 200-fach, 400-fach, 1.000-fach) und welchem Kontrastverfahren (HF = Hellfeld, PH = Phasenkontrast) die zur Bestimmung relevanten Merkmale zu erkennen sind.



Pfeile an den Zeichnungen markieren denjenigen Bereich des Organismus oder der Struktur, auf den bei der Beantwortung der Schlüsselfrage zu achten ist.



Ausrufezeichen markieren besonders kritische Bereiche oder unterschiedliche Erscheinungsformen, die zu Verwechslungen und damit zu fehlerhaften Identifikationen führen können.



Ein wesentliches Unterscheidungsmerkmal vieler Organismen und Strukturen ist deren Größe. Daher ist jeder Zeichnung ein **Maßstab** beigelegt. Eine genaue **Vermessung** (z. B. der Fadenbreite) der Organismen und Strukturen kann ein wichtiges Bestimmungsmerkmal sein und ist in der Mikroskopie besonders wichtig.



Der Bestimmungsschlüssel untergliedert sich in neun Tafeln, die kurz erläutert werden:

| Bestimmungsschlüssel (Tafeln I bis IX) | |
|--|---|
| Tafel I | Bestimmungsschlüssel Übersicht |
| Tafel II | Fadenförmige Strukturen |
| Tafel III | Auffallend große Organismen |
| Tafel IV | Rädertiere, Bärtierchen und Bauchhärlinge |
| Tafel V | Flagellaten (Geißeltierchen) |
| Tafeln VI/1 u. VI/2 | Freischwimmende oder auf Cirren schreitende Ciliaten (Wimpertierchen) |
| Tafel VII | Festsitzende Ciliaten und Sauginfusorien |
| Tafel VIII | Amöben (Wechseltierchen) und Ciliaten mit Gehäuse |
| Tafel IX | Sonstige Organismen und Strukturen |

Tab. 6.1: Bestimmungsschlüssel (Tafeln I bis IX)

Tafel I: Bestimmungsschlüssel Übersicht

Tafel I zeigt im Überblick eine Auswahl von Organismen und Strukturen, die im mikroskopischen Bild erkannt werden können. Es werden Fragen nach wesentlichen Merkmalen gestellt, die mit „ja“ oder „nein“ beantwortet werden. Jeweils fünf Beispielskizzen verdeutlichen das abgefragte Merkmal und werden durch Pfeile ergänzt, die speziell auf das Merkmal gerichtet sind und dessen Lage verdeutlichen. Kann eine Frage mit „ja“ beantwortet werden, wird zur entsprechenden Tafel weitergeleitet.

Tafel II: Fadenförmige Strukturen

Fadenförmige Strukturen können sowohl organischen als auch anorganischen Ursprungs sein. Manche Algen, Pilze und Bakterien wachsen fadenförmig oder bilden fadenförmige Strukturen aus. Neben diesen sind üblicherweise noch weitere organische Strukturen, z. B. Zellstoff diverser Hygieneartikel, im Belebtschlamm vorhanden. Zu den fadenförmigen Strukturen gehören z. B. kunststoffbasierte Textilfasern. Aufgrund ihres ähnlichen Aussehens werden die fadenförmigen Strukturen vergleichend auf dieser Tafel dargestellt. Die Unterscheidung erfolgt vor allem durch die Größe, den Durchmesser, eine mögliche Verzweigung und die Farbgebung. Fasern, Pflanzenteile und Algen haben keine Indikatoreigenschaften. Sie sind daher nicht mit einem Bleistiftsymbol versehen und für die Auswertung nicht relevant.

Sollten die Unterscheidungsmerkmale auf dieser Tafel zu keinem eindeutigen Ergebnis führen, verweist die Tafel auf einen weiteren Bestimmungsschlüssel für fadenförmige Bakterien in Kapitel 7.

Tafel III: Auffallend große Organismen

Auf dieser Tafel befinden sich besonders große Organismen unterschiedlichster Formen. Bis auf eine Ausnahme (*Stentor* spp.) handelt es sich dabei um mehrzellige Organismen (Metazoa). Im Gegensatz zu den einzelligen Organismen (Protozoa) sind die Metazoa aus mehreren Zellen aufgebaut, wobei auch eine Spezialisierung mancher Zellen zu verschiedenen Organen erfolgen kann (z. B. zur Nahrungsaufnahme, Fortpflanzung, Fortbewegung, Verteidigung).

Zu diesen auffallend großen Vertretern zählen die Nematoden (Fadenwürmer), deren ungegliederter Körper zu den Körperenden hin spitz zuläuft. Auffällig ist ihre peitschenartige Bewegung. Sie erreichen eine Länge zwischen 200 µm und 5 mm.

Weitere Vertreter der Metazoa, die häufig in Abwasseranlagen auftreten, sind Borstenwürmer (Oligochäten). Der Körper dieser Borstenwürmer (Wenigborster) ist in mehrere gleichartige Körperabschnitte gegliedert und in der Regel ab dem zweiten Abschnitt mit Borstenbündeln ausgestattet. Vom Öltröpfchenwurm *Aeolosoma* sp., einem typischen Vertreter in der Kläranlage, werden Bakterien, Flockenmaterial und Algen als Nahrung aufgenommen. Mehrzeller treten bei höherem Schlammalter oder in älteren Biofilmen von Tropfkörpern auf.

Weitere Organismen auf Tafel III zählen zu den Insekten und zu den Spinnentieren. Sie sind keine Indikatororganismen und auch keine originären Bewohner der Abwasserwelt, daher werden sie nicht weiter dokumentiert.

Tafel IV: Rädertiere, Bärtierchen und Bauchhärlinge

Rädertiere, Bärtierchen und Bauchhärlinge gehören ebenfalls zu den Mehrzellern. Als Vertreter dieser Gruppe werden die häufig im belebten Schlamm auftretenden Rädertiere (Rotatorien) vorgestellt. Die Größe der Rädertiere variiert zwischen 40 µm und 3 mm. Ihr charakteristisches Merkmal ist ein Räderorgan, das von einem Wimpernfeld umgeben ist, mit dem die Nahrung herbeigestrudelt wird. Gut beobachten lässt sich auch der Kaumagen, in dem die Nahrung mechanisch zerkleinert und verdaut wird. Der Körper ist meist von einem Panzer umhüllt, aus dem im unteren Bereich der Fuß mit Zehen herauschaut, mit dem sich das Rädertier auch fortbewegen kann. Die Ausbildung eines Panzers und

des Fußes ist ein wesentliches Merkmal zur Unterscheidung der verschiedenen Gruppen der Rädertiere, worauf die Pfeile in den Zeichnungen hinweisen. Rädertiere schwimmen entweder mit ihrem Räderorgan durch das freie Wasser oder kriechen raupenartig auf dem Untergrund.

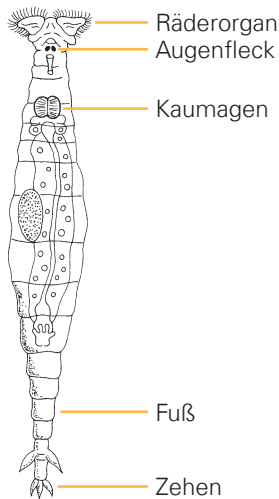


Abb. 6.1: Rädertiere (*Rotaria* spp.)



Abb. 6.2: Rädertier (*Rotaria* spp.) im Hellfeld

Bärtierchen und Bauchhärlinge haben hingegen keine Räderorgane. Sie sind aufgrund ihrer typischen Gestalt eindeutig identifizierbar.

Tafel V: Flagellaten (Geißeltierchen)

Das charakteristische und namensgebende Merkmal dieser Gruppe ist die Ausbildung einer oder mehrerer Geißeln, die der Fortbewegung dienen. Augenflagellaten haben einen lichtempfindlichen roten Augenfleck und besitzen, wenn sie grün gefärbt sind, Chloroplasten. Wie Algen können sie Photosynthese betreiben.

Die kleinen farblosen Zooflagellaten werden oft für Bakterien gehalten. Im Vergleich zu den Bakterien sind diese aber mit $5\mu\text{m}$ bis $50\mu\text{m}$ meist deutlich größer. Alle Flagellaten besitzen im Gegensatz zu den Bakterien einen echten Zellkern.

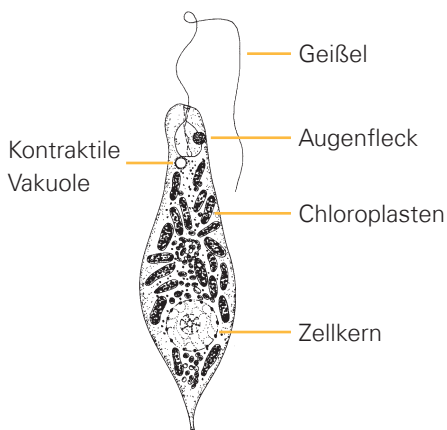


Abb. 6.3: Flagellaten (*Euglena* spp.)



Abb. 6.4: *Euglena* spp. mit grünen Chloroplasten und einer schwach zu erkennenden Geißel

Unter ungünstigen Bedingungen bilden viele Geißeltierchen Dauerzellen und können so längere Zeiträume überdauern.

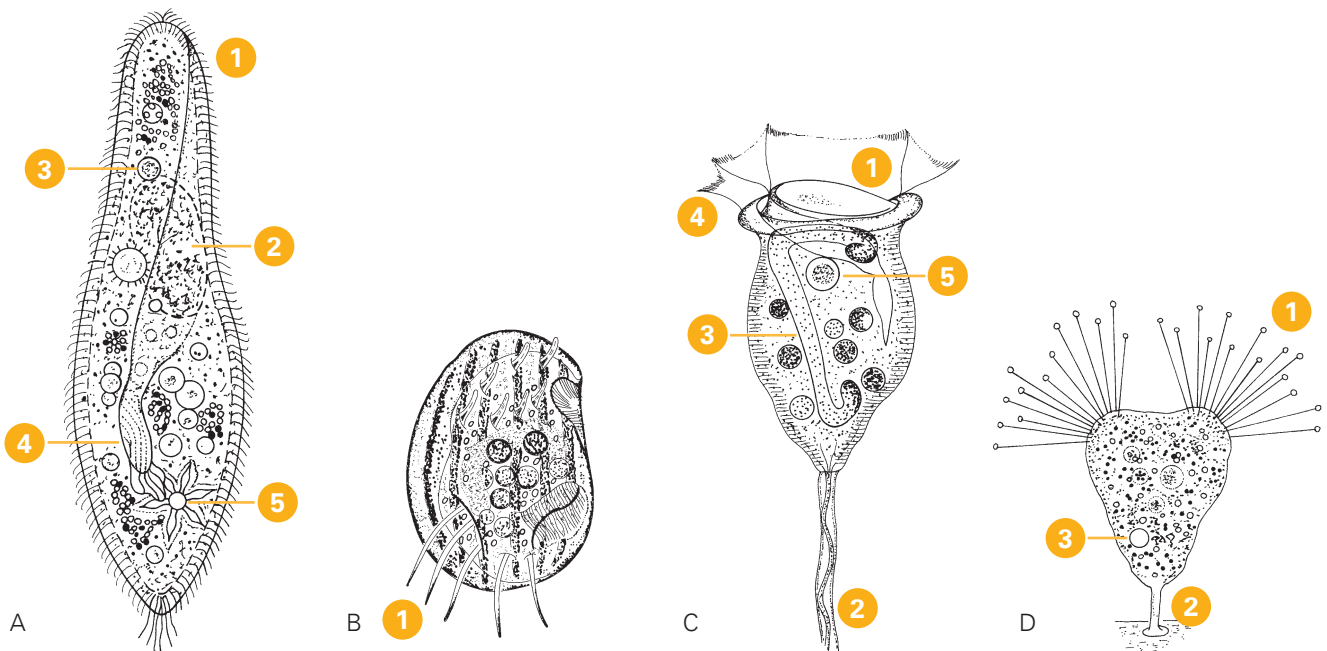
Tafeln VI/1, VI/2 und VII: Freischwimmende und festsitzende Ciliaten (Wimpertierchen)

Das namensgebende, typische Merkmal der Ciliaten (Wimpertierchen) sind ihre Wimpern (Cilien), die der Ernährung und Fortbewegung dienen. Die Wimpern können bei manchen Arten den gesamten Körper bedecken oder bei anderen Arten nur in Abschnitten davon auftreten. Bei manchen Arten sind mehrere Wimpern zu so genannten Cirren zusammengefasst, mit denen sie sich schreitend fortbewegen („laufen“) können.

Die Gruppe der Wimpertierchen umfasst die höchstentwickelten Einzeller und weist eine große Formenvielfalt auf. Um eine Identifizierung der relevanten Arten zu ermöglichen, werden sie auf mehreren Tafeln dargestellt. Unterschieden werden freischwimmende und festsitzende Arten, wobei letztere einzeln oder als Kolonieförmigkeit auftreten können. Die festsitzenden Arten ernähren sich überwiegend von freien Bakterien und sorgen so für einen klaren, bakterienreduzierten Ablauf.

Die ebenfalls zu den Wimpertierchen gehörenden, festsitzenden Sauginfusorien (Suktorien) haben keine Wimpern. Charakteristisch sind stattdessen Tentakel, die zur Nahrungsaufnahme dienen. Bei größeren Ciliaten lässt sich die Funktion der kontraktilen Vakuolen zur Ausschleusung überschüssigen Wassers aus der Zelle gut beobachten.

Grundbaupläne werden an folgenden Beispielen dargestellt:



Paramecium spp. (freischwimmend) mit dicht bewimpertem Zellkörper (1), Großkern (2), Nahrungsvakuole (3), Mundfalte (4) und kontraktiler Vakuole (5)

Aspidisca cicada (schreitend) in der Aufsicht mit oval-eiförmigem Zellkörper und verlängerten Schreitcirren (1)

Vorticella convallaria - Typ (festsitzend) mit Mundfeld (1), unverzweigtem Stiel mit Stielmuskel (2), J-förmig, länglichem Zellkern (3), Wimpernband (4) und kontraktiler Vakuole (5)

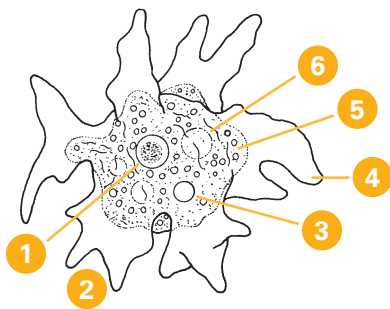
Tokophrya spp. (festsitzend), ein Vertreter der Suctorien (Sauginfusorien), mit birnenförmiger Gestalt, Saugtentakel (1), Stiel (2) und kontraktiler Vakuole (3)

Abb. 6.5: Grundbaupläne verschiedener Wimpertierchen

Unter ungünstigen Einflüssen stellen die festsitzenden Arten den Strudelvorgang ein, schließen die Mundöffnung oder lösen sich vom Stiel und bilden freibewegliche Stadien, sogenannte Schwärmerzellen. Oft werden in diesem Fall auch abgerundete, als Dauerzellen geschützte Wimpertierchen gefunden, die sich nicht mehr bewegen und in dieser Form die für sie ungünstigen Lebensbedingungen überdauern. Um welche Art es sich handelt, lässt sich dann lichtmikroskopisch meist nicht mehr feststellen.

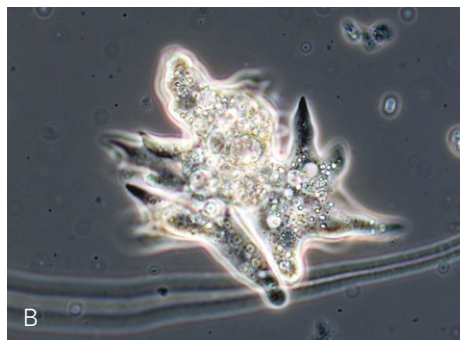
Tafel VIII: Amöben (Wechseltierchen) und Ciliaten (Wimpertierchen)

Auf dieser Tafel werden Gehäuse-bewohnende und unbeschaltete Organismen dargestellt. Bei den Wechseltierchen (Amöben) kommen beide Formen vor. Charakteristisch sind die sogenannten Scheinfüßchen (Pseudopodien), die sowohl zur Nahrungsaufnahme als auch zur Fortbewegung dienen. Diese Scheinfüßchen verändern ständig ihre Form, wodurch sich bei unbeschalteten Arten die Körperform ständig ändert. Bei genauer Beobachtung wird erkennbar, dass sich der gesamte Zellinhalt der Amöbe in die Richtung der sich ausbildenden Pseudopodien bewegt. Die Pseudopodien der beschalteten Arten sind oft nur sehr schwer zu erkennen, da sie selten unter der Schale hervortreten. Bei diesen Arten ist die Form und Struktur der Schale das wesentliche Unterscheidungsmerkmal. Die Größe der Amöben liegt zwischen wenigen µm und 3 mm.

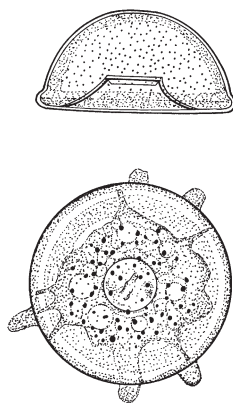


A

Kleine Nacktamöbe (*Mayorella*) mit Zellkern (1), Scheinfüßchen (Pseudopodien) (2), Nahrungsvakuole (3), Ektoplasma (4), Endoplasma (5) und kontraktile Vakuole (6)

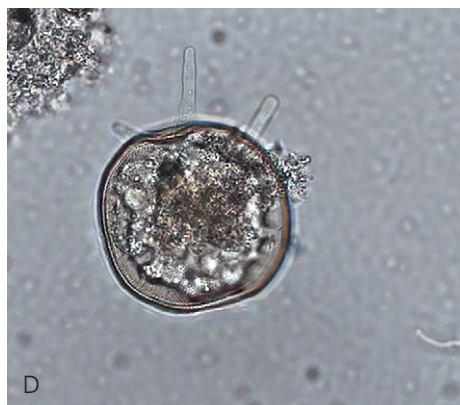


Kleine Nacktamöbe mit ausgebildeten Scheinfüßchen (dunkelgrau)



C

Große Schalenamöbe (*Arcella*) seitlich und in Aufsicht dargestellt



Mit den Scheinfüßchen bewegt sich *Arcella* spp. auf dem Untergrund fort (HF, 400x).



In der seitlichen Ansicht sieht man die Schalenöffnung von *Arcella* deutlich (PH, 400x).

Abb. 6.6: Beispiele für Nacktamöben und Schalenamöben

Tafel IX: Sonstige Organismen und Strukturen

Auf dieser Tafel finden sich weitere im mikroskopischen Bild vorkommende Strukturen und Organismen. Kunststoffpartikel und mineralische Partikel sind häufig durch ihre scharfen Kanten und Ecken zu erkennen. Oft sind sie auffällig gefärbt.

Darüber hinaus werden auf dieser Tafel Bakterien verschiedenster Form dargestellt. Bakterien sind einzellige Organismen, die keinen echten von einer Membran umschlossenen Zellkern besitzen; stattdessen liegt die Bakterien-DNA ungeschützt in der Zelle. Die Einzelzellen sind meistens kugel- oder stäbchenförmig, können aber auch als faden- oder klumpenförmige Zellkolonien auftreten. Bakterien liegen im Belebtschlamm entweder freischwimmend zwischen den Flocken oder zusammengelagert in der Belebtschlammflocke oder in Biofilmen vor.

Im belebten Schlamm und in Biofilmen gibt es hunderte verschiedene Bakterienarten, die sich im Lichtmikroskop optisch kaum voneinander unterscheiden lassen. Nur wenn spezielle kleine Mikrokolonien (z. B. *Zoogloea*) auftreten oder sie ein charakteristisches Aussehen haben (z. B. Spirillen, Spirochäten), lassen sich einzelne Bakterien auch ohne biochemische oder molekularbiologische Methoden mikroskopisch erkennen. Daher werden freischwimmende Einzelzellen nicht näher bestimmt, sondern nur die Häufigkeit ihres Vorkommens dokumentiert.

Beginnen Bakterien, sich aneinander gelagert zu vermehren, ohne sich nach der Teilung voneinander zu trennen, so entstehen charakteristische Fäden, Ketten oder Zellhaufen, die sich durch ihre Wuchsform und die Lage in und um die Belebtschlammflocke unterscheiden lassen.

Allen Bakterienarten gemeinsam ist ein relativ einfacher Grundbauplan:

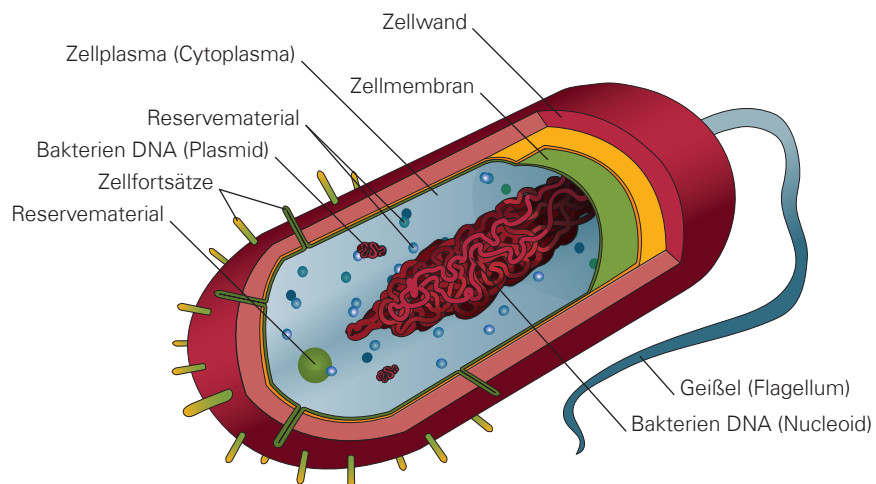






Abb. 6.7: Grundbauplan einer Bakterienzelle

Bakterien können unter anderem nach dem Aufbau der Zellwand unterschieden werden. Darauf beruht die Bestimmung mit Hilfe der Gram-Färbung (vergleiche Kapitel 7.2), wodurch sich Gram-positive und Gram-negative Arten unterscheiden lassen. Mit Hilfe der Neisser-Färbung lassen sich, als weiteres Bestimmungsmerkmal, bei manchen Arten Reservestoffe nachweisen.

Einige Bakterienarten sind unbeweglich, viele können sich aber auch mittels Geißeln oder gleitend fortbewegen. Wenn sie als Einzelzellen vorkommen, unterscheiden sie sich von den Flagellaten durch ihre geringere Größe. Bakterienzellen haben einen Durchmesser von weniger als 1 µm bis 5 µm und sind erst ab einer 400-fachen Gesamtvergrößerung gut zu erkennen!

6.2 Bestimmungsschlüssel Tafeln I bis IX

Folgende Abkürzungen werden im Bestimmungsschlüssel verwendet:

| Bestimmungsschlüssel (Tafeln I bis IX): Abkürzungen, Legende | |
|---|--|
| L | Länge des Lebewesens oder einer Einzelzelle |
| B | Breite des Lebewesens oder einer Einzelzelle |
| D | Durchmesser (z. B. einer Amöbenschale/eines Einzellergehäuses) |
| H | Ausdehnung von Verbänden (z. B. <i>Zoogloea</i> spp.) |
| K | Länge des „Köpfchens“ von Glockentierchen und Sauginfusorien |
| EZ | Einzelzellen |
| SK | Sprossketten |
| HF | Hellfeld |
| DF | Dunkelfeld |
| DIC | Differentieller Interferenzkontrast |
| PH | Phasenkontrast |
| Lupe  | mit z. B. PH 200× (=200-fach): Erkennen der Merkmale erfordert diese Mindestvergrößerung im Phasenkontrast |
| Messpfeil  | Vermessung von z. B. Köpfchenbreite, Fadendicke |
| Pfeil  | Hinweis auf besonderes Merkmal (im Text erklärt) |
| Bleistiftsymbol  | Lebewesen ist im Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“ als Indikatororganismus gelistet |

Tab. 6.2: Abkürzungen, Legende


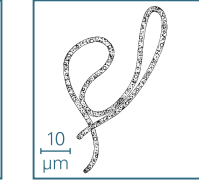
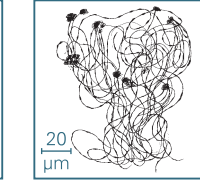
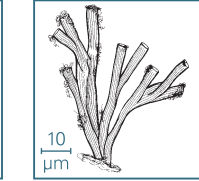
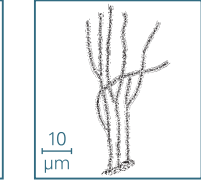

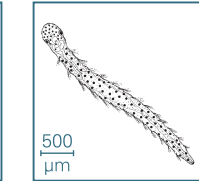
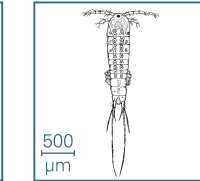
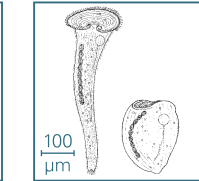
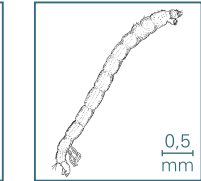
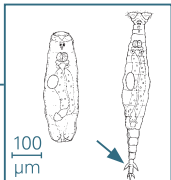
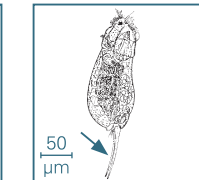
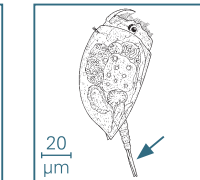
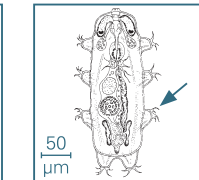
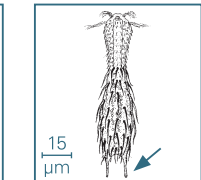
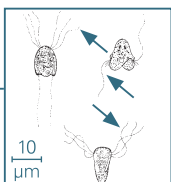
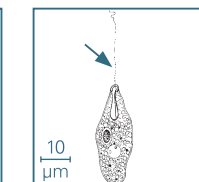
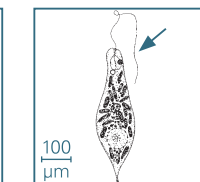
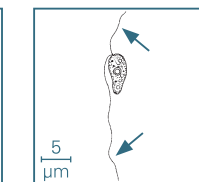
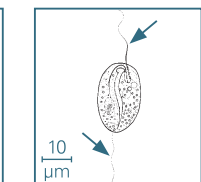
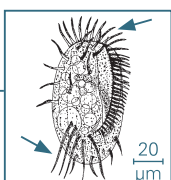
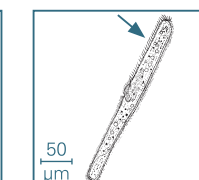
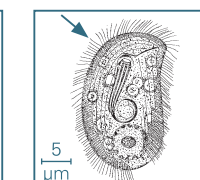
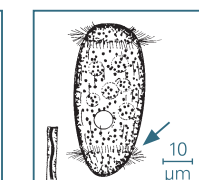
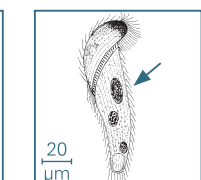
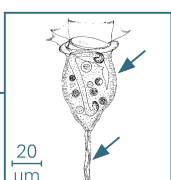
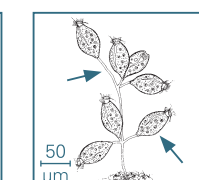
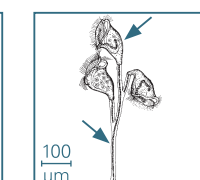
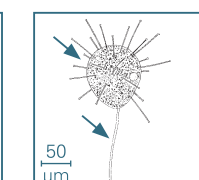
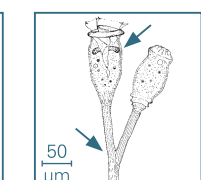
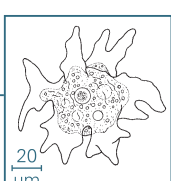
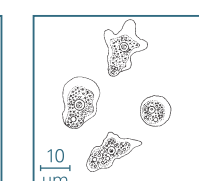
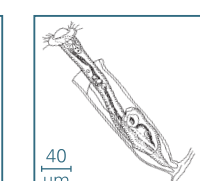
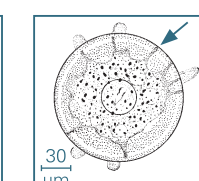
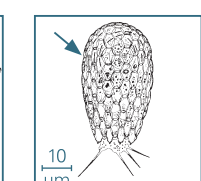
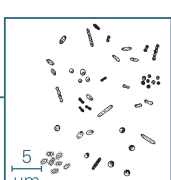
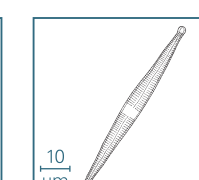
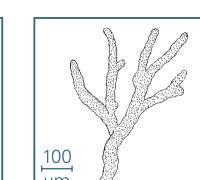
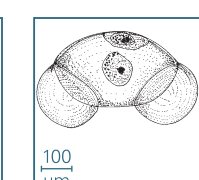
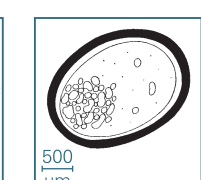
Die Identifizierung der Organismen erfolgt auf der Basis der ermittelten Merkmalskombination unter Zuhilfenahme des Bestimmungsschlüssels. Bei Anwendung dieses Schlüssels wird einem Fragenkatalog nach dem Ja/Nein-Prinzip gefolgt. Dabei wird die An- oder Abwesenheit charakteristischer Merkmale abgefragt und damit durch ein verzweigtes Schema geleitet, das letztlich zur Identifizierung der Organismen führt. Eine Absicherung der so identifizierten Organismen sollte immer mit einem Vergleich der detaillierten Beschreibung der Organismen in den Steckbriefen (Kapitel 8) erfolgen.

6.2.1 Tafel I: Bestimmungsschlüssel Übersicht

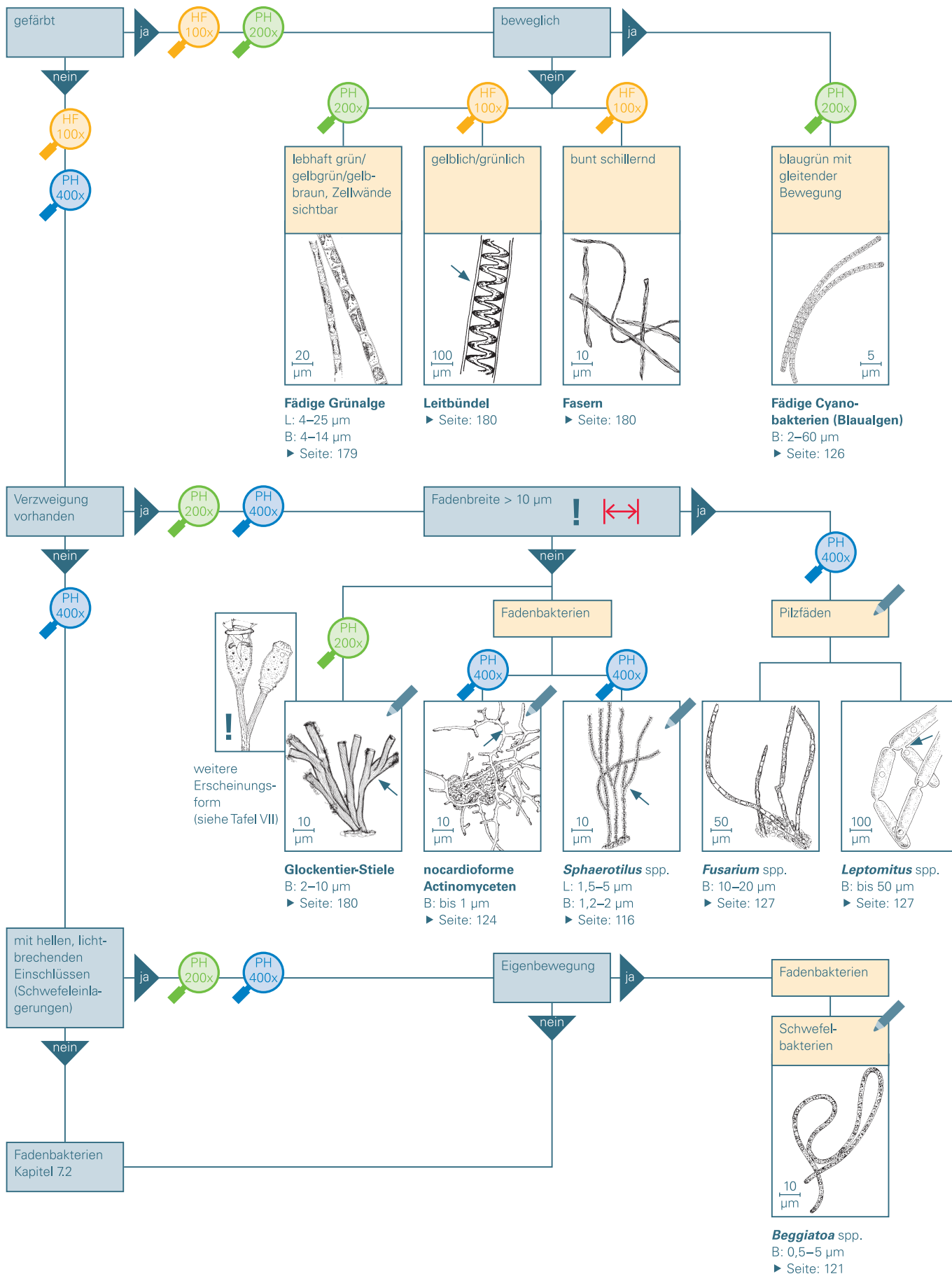
Merkmale:

Beispiele:

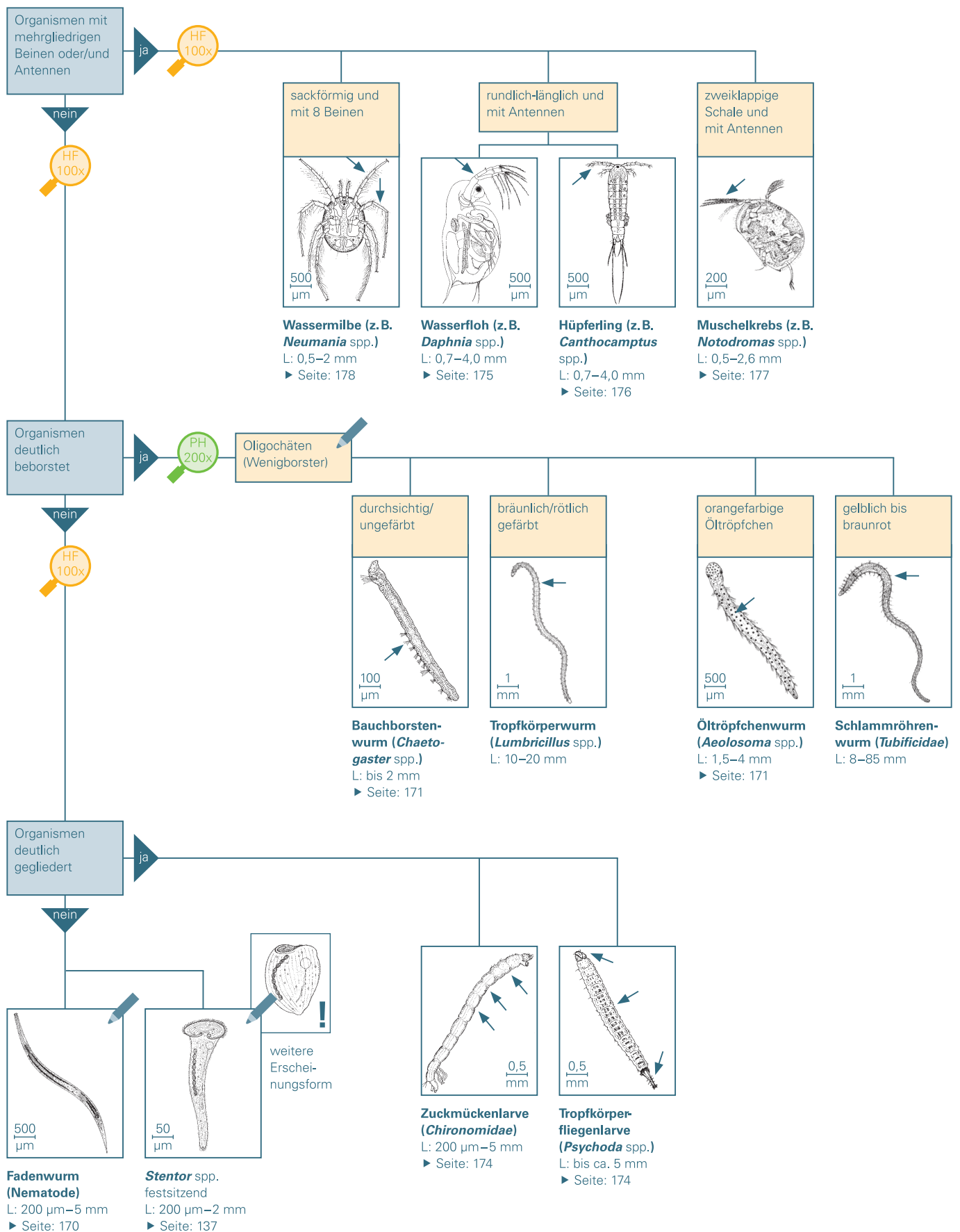
Tafel:

| | | | | | | | |
|---|----|---|---|---|--|---|--|
| <p>Faden- oder röhrenförmig, selten mit Eigenbewegung</p> <p>HF 100x PH 400x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>II S. 73</p> |
| <p>Auffallend groß, meist lebhaft beweglich</p> <p>HF 100x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>III S. 74</p> |
| <p>Organismen groß, teils mit Greifschwanz, „Fuß“ oder Klauen</p> <p>PH 200x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>IV S. 75</p> |
| <p>Organismen mit langen Geißeln und mit deutlicher Eigenbewegung</p> <p>PH 400x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>V S. 76</p> |
| <p>Organismen frei beweglich, mit feinem Wimpernsaum oder mit „Schreitcirren“</p> <p>PH 200x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>VI/1 S. 77 VI/2 S. 78</p> |
| <p>Organismen bestehend aus Stielen und „Köpfchen“</p> <p>PH 200x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>VII S. 79</p> |
| <p>Organismen mit oder ohne Schale/Gehäuse, geringe Eigenbewegung oder unbeweglich/festsitzend</p> <p>PH 400x</p> <p>nein</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>VIII S. 80</p> |
| <p>Verschiedene Formen, Farben und Größen</p> <p>PH 100x PH 200x PH 400x</p> <p>ja</p> | ja |  |  |  |  |  | <p>IX S. 81</p> |

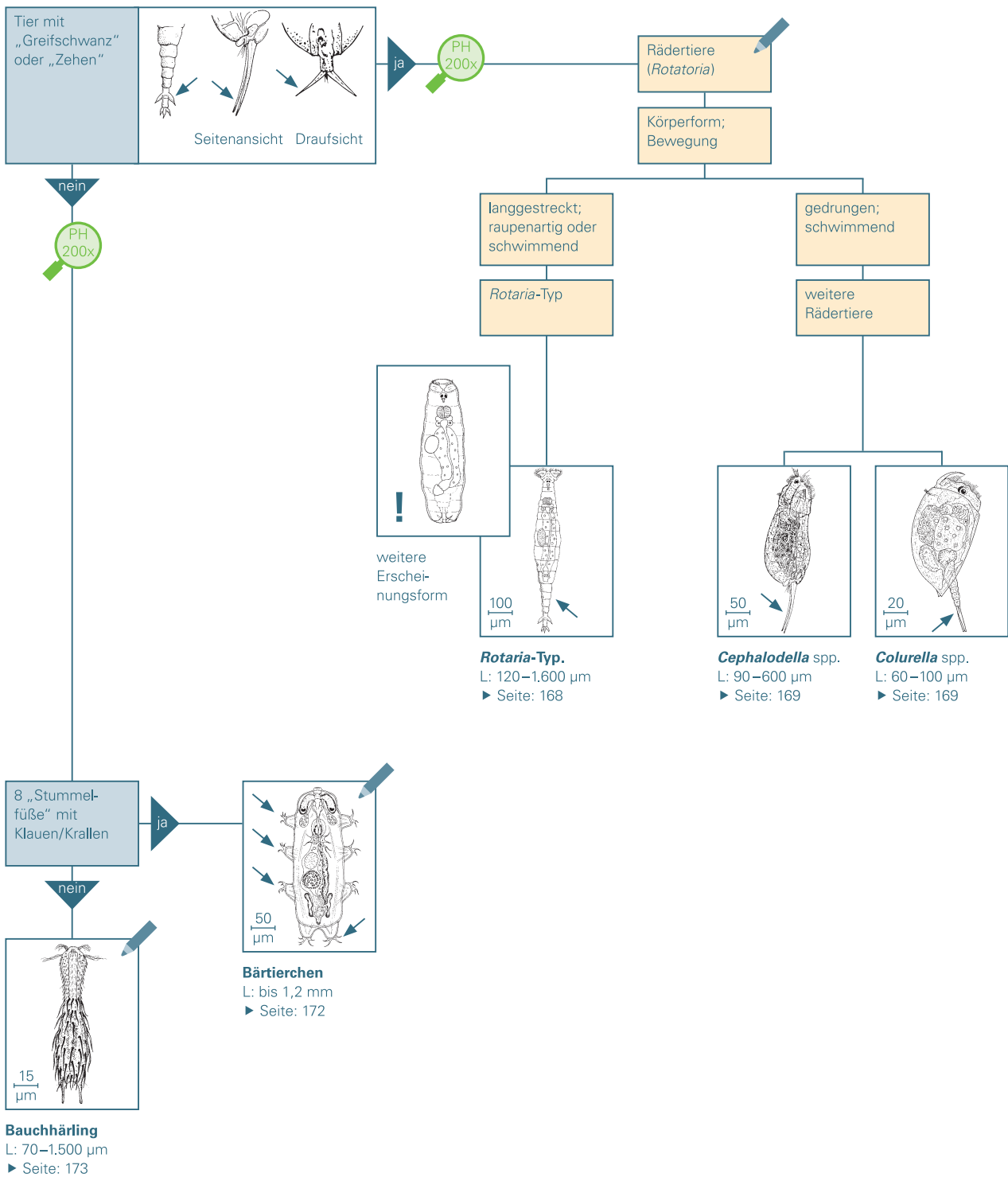
6.2.2 Tafel II: Fadenförmige Strukturen



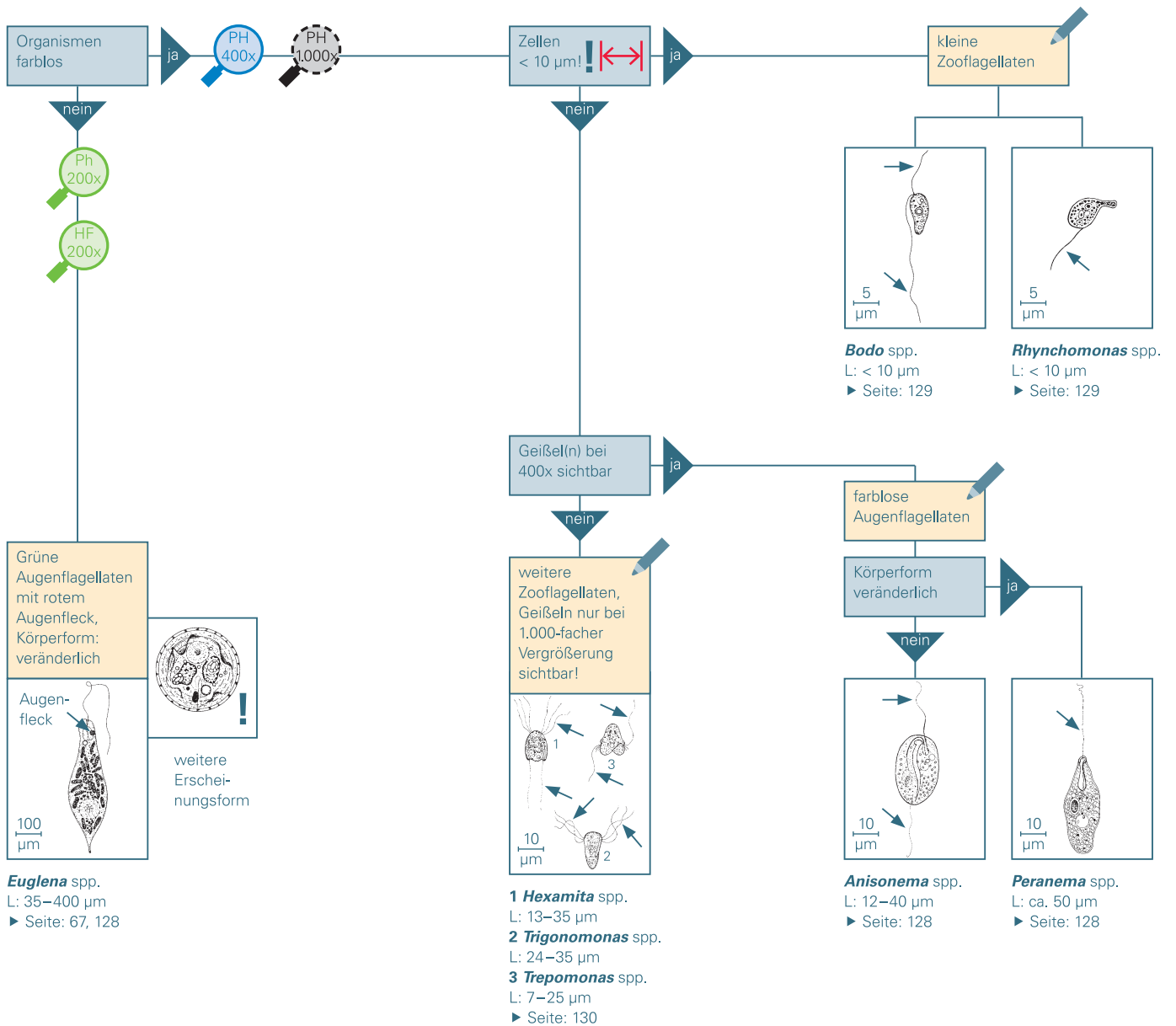
6.2.3 Tafel III: Auffallend große Organismen (Ein- und Mehrzeller), oft lebhaftere Bewegung



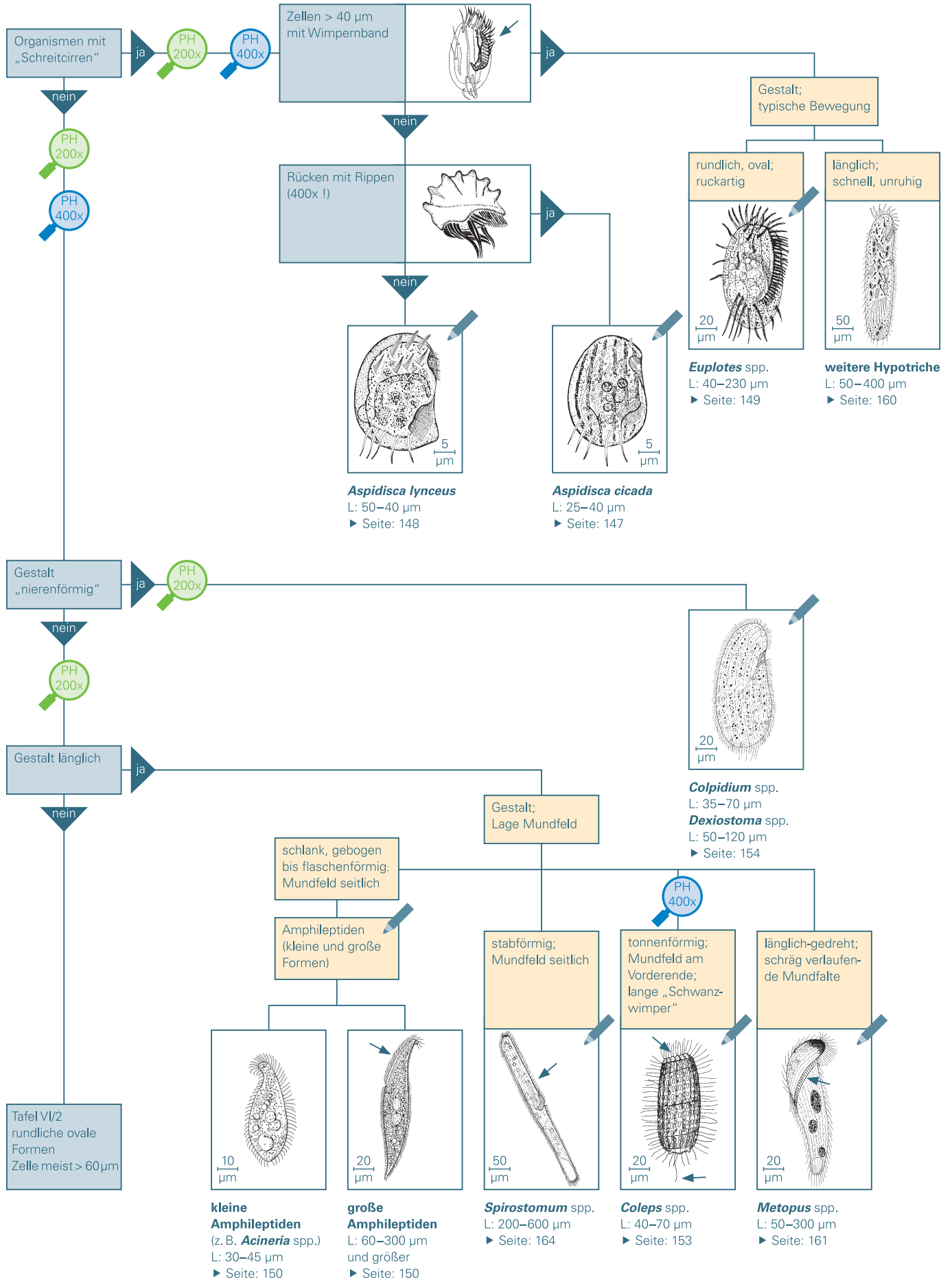
6.2.4 Tafel IV: Rädertiere, Bärtierchen und Bauchhärlinge



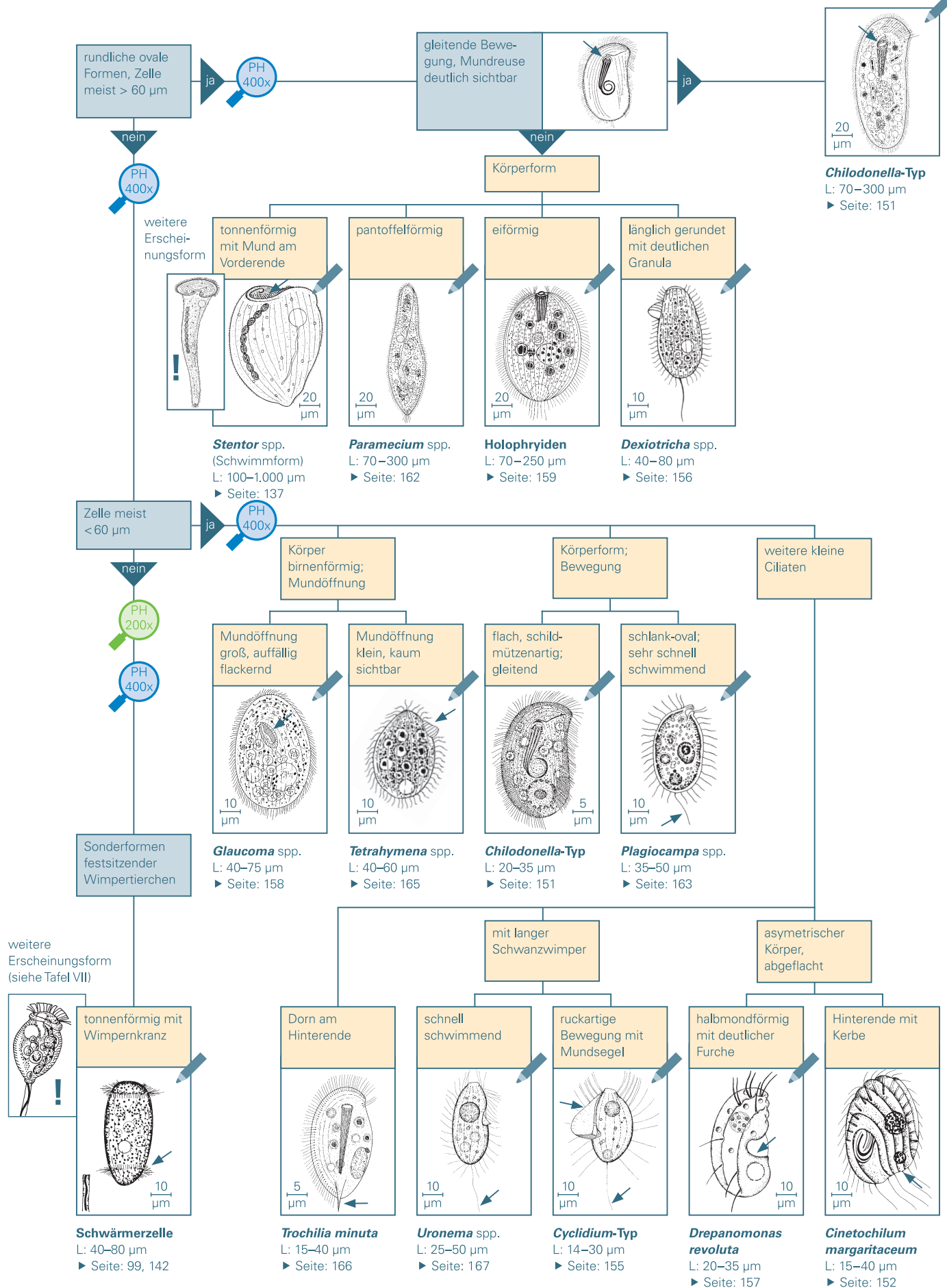
6.2.5 Tafel V: Geißeltierchen



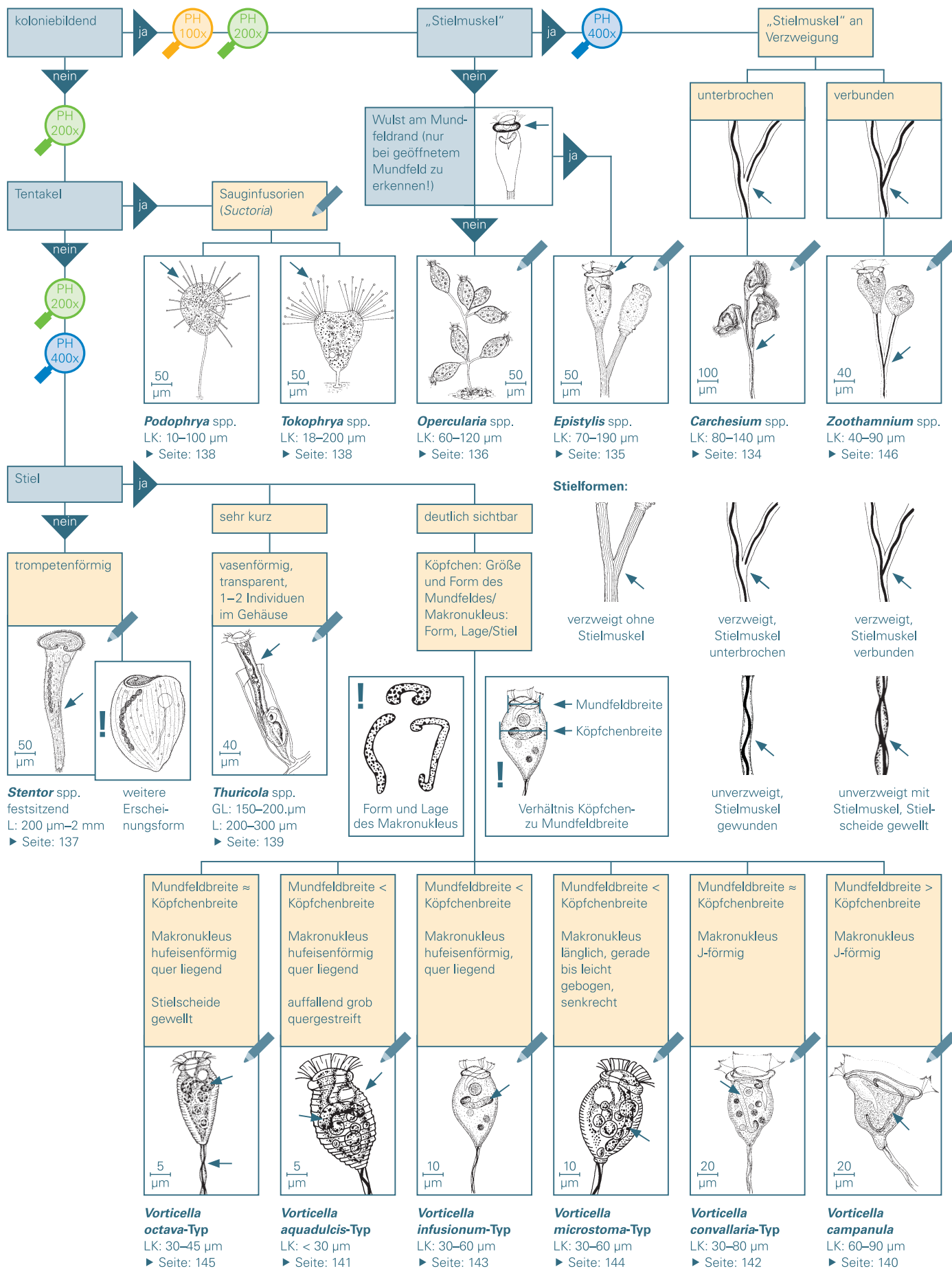
6.2.6 Tafel VI/1: Freischwimmende oder auf Cirren schreitende Ciliaten (Wimpertierchen)



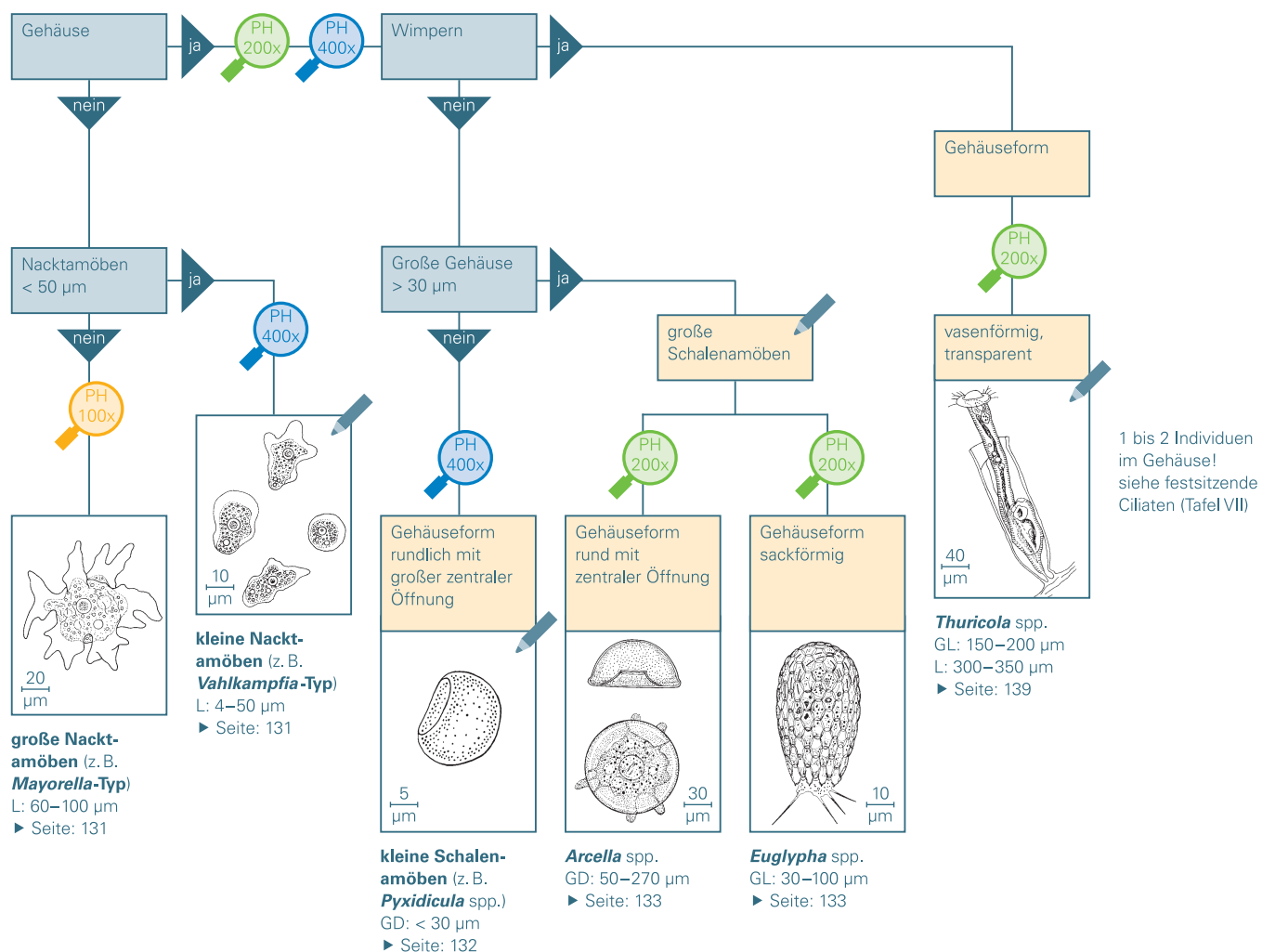
6.2.7 Tafel VI/2: Freischwimmende Wimpertierchen (Fortsetzung Tafel VI/1)



6.2.8 Tafel VII: Festsitzende Wimpertierchen und Sauginfusorien

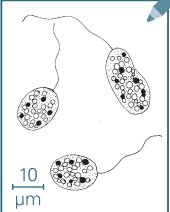
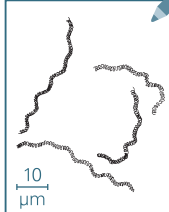

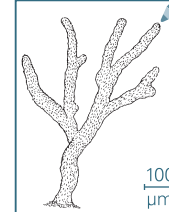
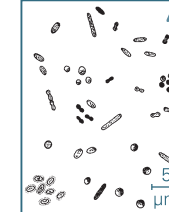
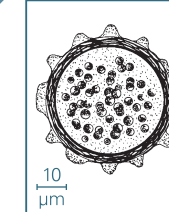
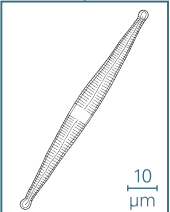
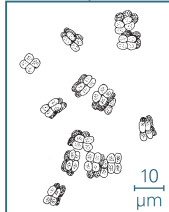
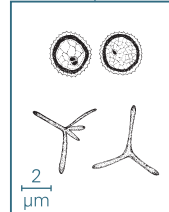

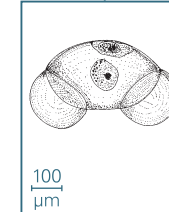

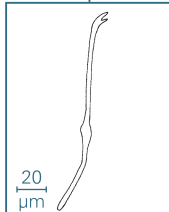
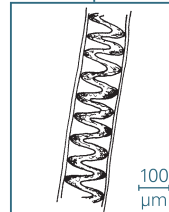
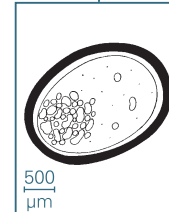
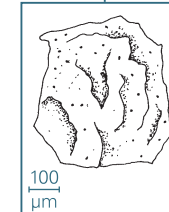
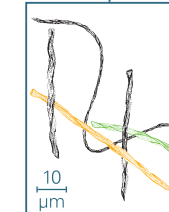


6.2.9 Tafel VIII: Wechseltierchen und Wimpertierchen



6.2.10 Tafel IX: Sonstige

verschiedene
Formen, Farben
und Größen

| | | | | | |
|---|--|---|--|--|--|
|  <p>PH 400x</p> <p>Chromatium spp. L: 7–15 µm ▶ Seite: 103</p> |  <p>PH 400x</p> <p>Spirochäten L: 5–500 µm ▶ Seite: 106</p> |  <p>PH 400x</p> <p>Spirillen L: 5–80 µm ▶ Seite: 105</p> |  <p>PH 200x</p> <p>Zoogloea spp. H: < 1,5 mm ▶ Seite: 107</p> |  <p>PH 400x</p> <p>freie Bakterien EZ: 1–2 µm ▶ Seite: 102</p> |  <p>PH 200x</p> <p>Dauerzelle D: 10–100 µm ▶ Seite: 181</p> |
|  <p>PH 200x</p> <p>Kieselalge L: 25–100 µm B: 2–5 µm ▶ Seite: 179</p> |  <p>PH 400x</p> <p>Sarcina spp. L: 2–4 µm ▶ Seite: 104</p> |  <p>PH 400x</p> <p>Pilzsporen L: 5–15 µm ▶ Seite: 181</p> |  <p>PH 200x</p> <p>Stärkekörner asymmetrischer Aufbau</p> |  <p>PH 200x</p> <p>Pollenkorn L: ca. 900 µm ▶ Seite: 181</p> |  <p>PH 200x</p> <p>Hefezellen EZ: ca. 10 µm SK: ca. 80–100 µm ▶ Seite: 181</p> |
|  <p>PH 100x</p> <p>Oligochätenborste ▶ Seite: 180</p> |  <p>PH 100x</p> <p>Leitbündel ▶ Seite: 180</p> |  <p>PH 100x</p> <p>Luftblase ▶ Seite: 181</p> |  <p>PH 400x</p> <p>Sandkorn ▶ Seite: 180</p> |  <p>PH 100x</p> <p>Textil- und Zellstoff-Fasern ▶ Seite: 180</p> | |

Identifizierung der Fadenbakterien – Bestimmungsschlüssel

Treten Betriebsstörungen wie etwa Blähschlamm, Schwimmschlamm oder Schaum auf, ist es wichtig, die Ursachen zu ermitteln, um geeignete Abhilfemaßnahmen ergreifen zu können. Eine schnelle und genaue mikroskopische Identifizierung der verursachenden Fadenbakterien mit Hilfe von Bestimmungsschlüsseln unterstützt und ermöglicht häufig eine gezielte Auswahl wirksamer Abwehrstrategien.

Kapitel 7

| | |
|--|-----------|
| Identifizierung der Fadenbakterien – Bestimmungsschlüssel | 84 |
| 7.1 Merkmale fadenförmiger Bakterien – Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ | 84 |
| 7.1.1 Unterscheidungsmerkmale fadenförmiger Bakterien im Lebendpräparat | 84 |
| 7.1.2 Unterscheidungsmerkmale fadenförmiger Bakterien in gefärbten Trockenpräparaten | 88 |
| 7.1.3 Erfassung mit dem Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ | 88 |
| 7.2 Hinweise zur Handhabung des Fadenbakterienschlüssels | 90 |



7 IDENTIFIZIERUNG DER FADENBAKTERIEN – BESTIMMUNGSSCHLÜSSEL

Wird die Gesamtfädigkeit mit 3 oder 4 bewertet, sollten die entsprechenden fadenförmigen Bakterien identifiziert werden, um Ansatzpunkte für spezifische Bekämpfungsmaßnahmen zu finden (siehe dazu Kapitel 12). Die Identifizierung erfolgt nach verschiedenen morphologischen Merkmalen, die im Lebendpräparat bestimmt werden, und nach Merkmalen, die man in gefärbten Trockenpräparaten ermittelt. Mit seiner charakteristischen Merkmalskombination kann ein unbekannter Faden mit Hilfe von Bestimmungsschlüsseln identifiziert werden. Diese Vorgehensweise wurde von Eikelboom & van Buijsen (1983) entwickelt und ist ebenfalls bei Jenkins et al. (1993) sowie bei Kunst et al. (2000) ausführlich beschrieben.

7.1 Merkmale fadenförmiger Bakterien – Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“

Zur übersichtlichen und vollständigen Dokumentation der Merkmale eines oder mehrerer fädiger Bakterien einer Probe steht das Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ (Tabelle 7.1) zur Verfügung. Neben einer Liste zur Dokumentation, in der man alle zutreffenden Merkmale markieren kann, gibt es jeweils einen Hinweis, mit welcher mikroskopischen Einstellung das entsprechende Merkmal zu untersuchen ist. Im Folgenden werden die im Formblatt aufgeführten Merkmale zunächst erläutert. Das zugehörige Bildmaterial soll dem ungeübten Betrachter helfen, die genannten Merkmale sicher zu erkennen.

7.1.1 Unterscheidungsmerkmale fadenförmiger Bakterien im Lebendpräparat

Position zur Flocke

Fadenförmige Bakterien unterscheiden sich häufig bereits in ihrer Position zur Schlammflocke. So gibt es Fäden, die typischerweise aus der Flocke herauswachsen und solche, die eher innerhalb der Flocke positioniert sind. Fäden können freiliegend zwischen den Flocken oder an den Flockenrändern wachsen.

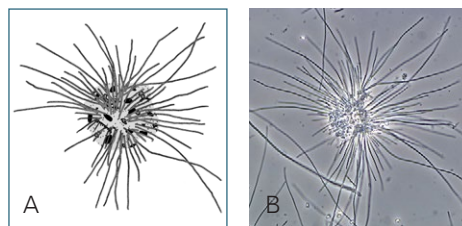


Abb. 7.1: Aus der Flocke herauswachsend

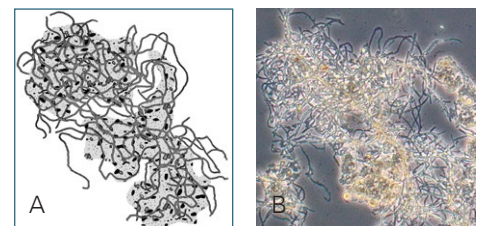


Abb. 7.2: In der Flocke wachsend

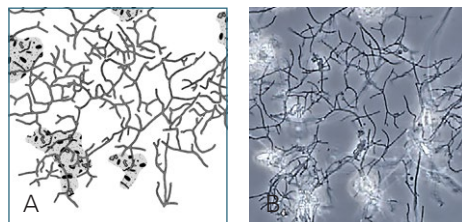


Abb. 7.3: Frei zwischen den Flocken wachsend

Wuchsform

Die Wuchsform kann gerade, gebogen oder verknäuelte sein, was bei einigen Fäden, z. B. *Microthrix parvicella*, ein sehr wichtiges Identifizierungsmerkmal ist. Typ 1851 wächst dagegen meistens in Bündeln. Einige wenige Fadenbakterien sind beweglich, sie gleiten in einer aktiven Vorwärtsbewegung durch den mikroskopischen Bildausschnitt.

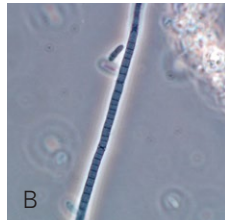
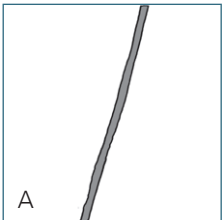


Abb. 74: Gerade Wuchsform

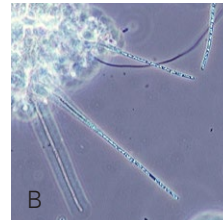
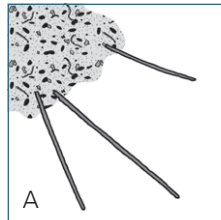


Abb. 75: Gerade Wuchsform

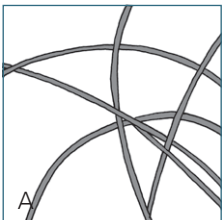


Abb. 76: Gebogene Wuchsform

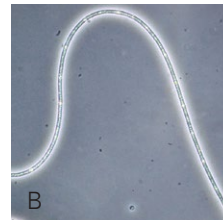
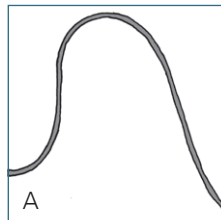


Abb. 77: Gebogene Wuchsform

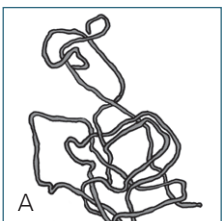


Abb. 78: Verknäuelte Wuchsform

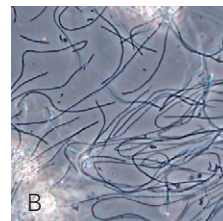
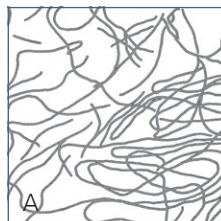


Abb. 79: Verknäuelte Wuchsform

Aufwuchs

Die Oberfläche fadenförmiger Bakterien kann entweder glatt oder mit anderen Bakterien bewachsen sein (Aufwuchs).

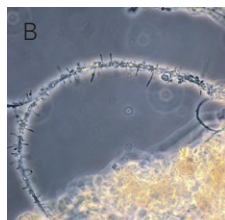
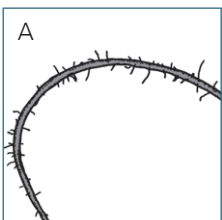


Abb. 710: Mäßiger Aufwuchs

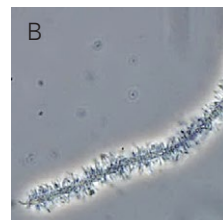
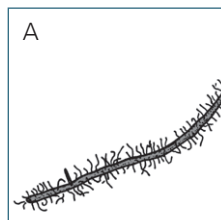


Abb. 711: Starker Aufwuchs

Scheide

Fadenförmige Bakterien können von einer Scheide umhüllt sein, die sich wie ein Mantel um den Faden legt.

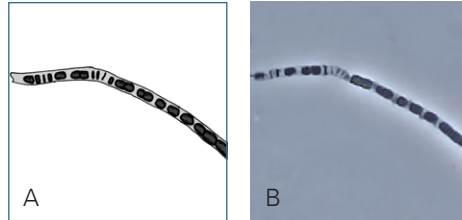


Abb. 7.12: Bakterienzellen liegen hintereinander in einer Scheide.

Verzweigungen

Es können Verzweigungen innerhalb des Fadens auftreten: diese sind echt, wenn einzelne Zellen Verzweigungen ausbilden, oder unecht, wenn sich nur die Scheide verzweigt.

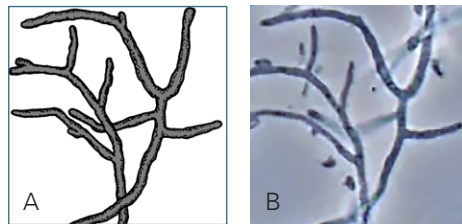


Abb. 7.13: Echte Verzweigungen

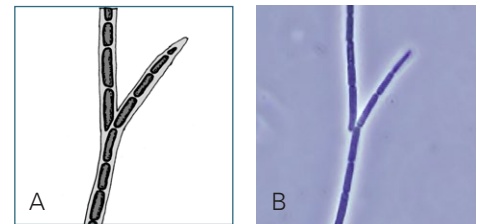


Abb. 7.14: Scheinverzweigungen

Einschnürungen, Zellwände (Septen)

Sichtbare Zellwände (Septen) zwischen benachbarten Zellen sind ebenso ein wichtiges Bestimmungsmerkmal wie Einschnürungen des Fadens an diesen Zellwänden, die auftreten, wenn die Zellen abgerundet sind.

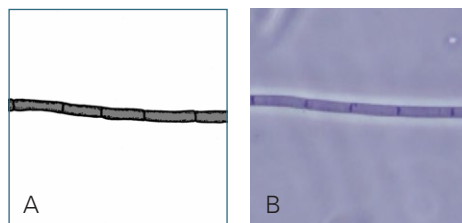


Abb. 7.15: Deutlich sichtbare Zellwände (Septen), keine Einschnürungen

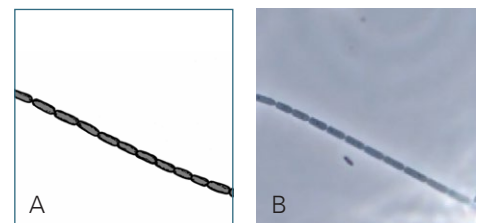


Abb. 7.16: Deutliche Einschnürungen

Zellform

Die Zellform selbst kann sehr unterschiedlich sein, z. B. quadratisch, rechteckig, stäbchenförmig, rundlich oder unregelmäßig scheibenförmig. Es gibt sehr dünne Fäden mit einem Durchmesser deutlich kleiner als $1\ \mu\text{m}$ und solche, deren Durchmesser größer als $2\ \mu\text{m}$ ist.

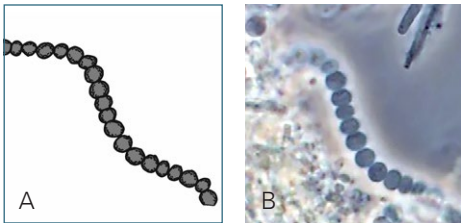


Abb. 7.17: Rundliche Zellform

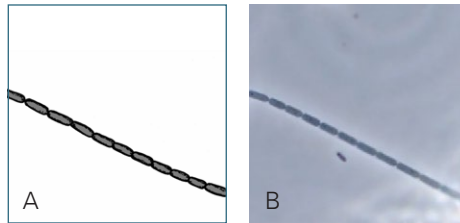


Abb. 7.18: Stäbchenförmige Zellen

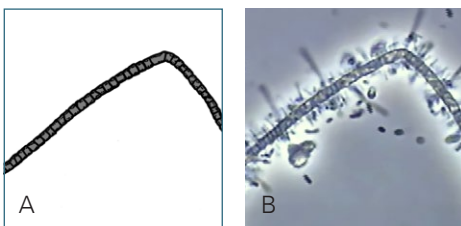


Abb. 7.19: Quadratische Zellform

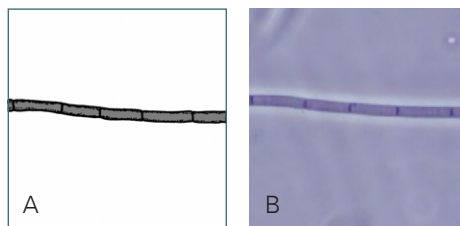


Abb. 7.20: Rechteckige Zellform

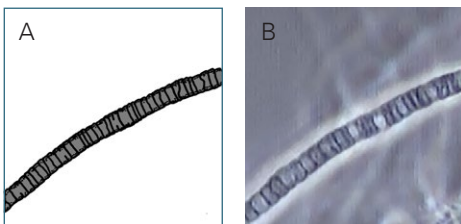


Abb. 7.21: Unregelmäßig scheibenförmige Zellform

Schwefeleinlagerungen

In den Zellen fadenförmiger Bakterien können Reservestoffe eingelagert sein. Im Falle von Schwefel sind diese Einlagerungen als lichtbrechende Granula ein charakteristisches Identifizierungsmerkmal. Die Fähigkeit, Schwefel einzulagern, ist oft schon im Lebendpräparat zu erkennen, manchmal aber auch erst nach Durchführung eines zusätzlichen Schwefeltests (Kapitel 4.3.3).

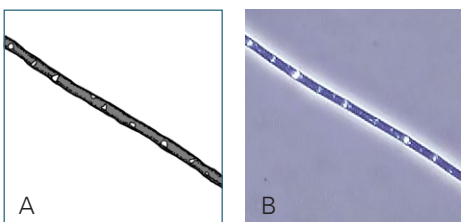


Abb. 7.22: Vereinzelt Schwefeleinlagerungen

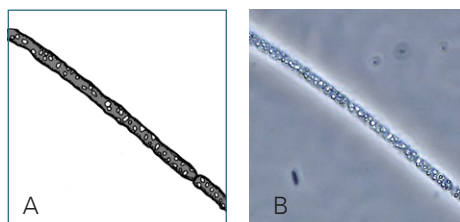


Abb. 7.23: Schwefeleinlagerungen nach S-Test

7.1.2 Unterscheidungsmerkmale fadenförmiger Bakterien in gefärbten Trockenpräparaten

Zusätzlich zu den Merkmalen aus dem Lebendpräparat sind weitere Eigenschaften der Fadenbakterien in der Gram-Färbung und der Neisser-Färbung zu bestimmen. Zur Durchführung der Färbungen von Trockenpräparaten siehe Kapitel 4.3.

Gram-Färbung

Die Gram-Färbung erlaubt eine Differenzierung der Bakterien nach dem unterschiedlichen Aufbau ihrer Zellwand in Gram-negativ (hellrot) oder Gram-positiv (dunkelblau/violett). Bei einigen Fäden, besonders solchen mit Aufwuchs, ist das Färberesultat oft nicht eindeutig. So gehen Typ 1851 schwach Gram-positiv (hellblau) und Typ 0041/0675 Gram-variabel (sowohl rote als auch dunkelblau/violette Bereiche) aus der Färbung hervor.

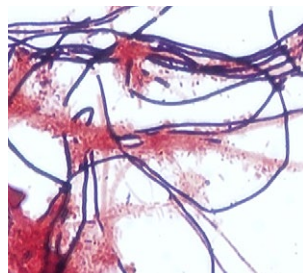


Abb. 7.24: Gram-positiv

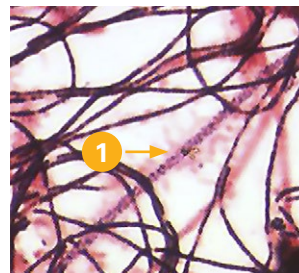


Abb. 7.25: Gram-positiv und Gram-variabel (1)

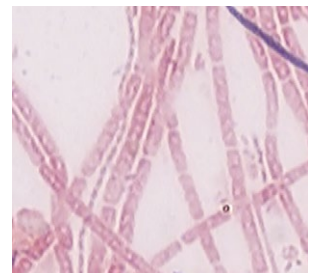


Abb. 7.26: Gram-negativ

Neisser-Färbung

Mit der Neisser-Färbung können Polyphosphat-Einlagerungen als Reservestoff nachgewiesen werden. Die Polyphosphatgranula werden dunkel gefärbt und dadurch deutlich sichtbar. Eine andere positive Reaktion, die in der Neisser-Färbung auftreten kann, ist die bläuliche Färbung des gesamten Fadens, die entweder wie bei *Nostocoida limicola* kräftig blauviolett oder wie bei Typ 0092 transparent blaugrau ausfallen kann.

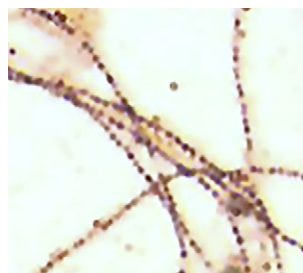


Abb. 7.27: Neisser-positiv gefärbte Granula



Abb. 7.28: Neisser-positiv ganzer Faden gefärbt

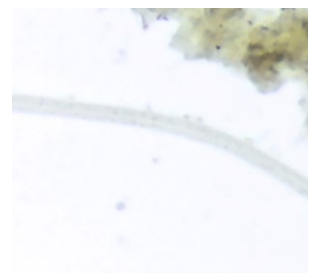


Abb. 7.29: Neisser-negativ

7.1.3 Erfassung mit dem Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“

Das Formblatt dient dazu, die Merkmale fadenförmiger Bakterien vollständig zu erfassen und übersichtlich zusammenzustellen. Kommen mehrere verschiedene Fadenbakterien in größerer Häufigkeit in einem belebten Schlamm vor, ist es für einen ungeübten Betrachter oft schwer, die bei unterschiedlicher Vergrößerung oder in unterschiedlichen Präparaten erhobenen Merkmale richtig zuzuordnen. Es ist daher zu empfehlen, sich in einer Übersicht (Lebendpräparat, 100-fach) mit Hilfe der Merkmale „Position zur Flocke“,

„Wuchsform“ oder auch „Aufwuchs“ zunächst einen Überblick zu verschaffen, wie viele verschiedene fadenförmige Bakterien vorkommen. Anhand dieser Merkmale können die Fäden dann bei höherer Vergrößerung oder im gefärbten Trockenpräparat leichter wieder gefunden werden. Für alle fadenförmigen Bakterien, die identifiziert werden sollen, wird die Merkmalskombination im Formblatt vollständig notiert.

Formblatt "Dokumentation Fadenbakterien (FB)"

| Kläranlage: | | Probenahmestelle: | | Probenahme: | | | | | |
|--|---|-------------------|------------------------------|----------------------|---|---|---|---|--|
| Merkmale *) | Ausprägung *) | | Fadenförmige Mikroorganismen | | | | | | |
| Fadenbakterium-Nummer (siehe Liste unten) | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | |
| Position zur Flocke <i>LP 100x (PH)</i> | aus der Flocke herauswachsend | | | | | | | | |
| | in der Flocke wachsend | | | | | | | | |
| | zwischen den Flocken wachsend | | | | | | | | |
| Wuchsform <i>LP 100x (PH)</i> | gerade oder gebogen | | | | | | | | |
| | verknäuelte | | | | | | | | |
| | in Bündeln wachsend | | | | | | | | |
| Beweglichkeit <i>LP 100x (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Aufwuchs <i>LP 100x/400x (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Verzweigungen <i>LP 400x/1.000x (Ö) (PH)</i> | echte Verzweigungen | | | | | | | | |
| | Scheinverzweigungen | | | | | | | | |
| Scheide <i>LP 1.000x (Ö) (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Zellwände (Septen) <i>LP 1.000x (Ö) (PH)</i> | nicht/schlecht sichtbar | | | | | | | | |
| | deutlich sichtbar | | | | | | | | |
| Einschnürungen <i>LP 1.000x (Ö) (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Zellform <i>LP 1.000x (Ö) (PH)</i> | nicht erkennbar | | | | | | | | |
| | rundlich | | | | | | | | |
| | stäbchenförmig | | | | | | | | |
| | quadratisch | | | | | | | | |
| | rechteckig | | | | | | | | |
| | unregelmäßig scheibenförmig | | | | | | | | |
| Fadendurchmesser <i>LP 1.000x (Ö) (PH)</i> | < 1,0 µm | | | | | | | | |
| | > 1,0 µm | | | | | | | | |
| Schwefeleinlagerung <i>LP 400x/1.000x (Ö) (PH), (DF)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| | verstärkt nach S-Test | | | | | | | | |
| Gram-Färbung <i>TP 1.000x (Ö) (HF)</i> | positiv: dunkelblau oder violett | | | | | | | | |
| | schwach positiv: hellblau | | | | | | | | |
| | variabel: blaue/violette und rote Bereiche in einem Faden | | | | | | | | |
| | negativ: rot (meist hell) | | | | | | | | |
| Neisser-Färbung <i>TP 1.000x (Ö) (HF)</i> | positiv: gefärbte Granula | | | | | | | | |
| | positiv: kräftig grau- bis blauviolett | | | | | | | | |
| | positiv: transparent blaugrau | | | | | | | | |
| | negativ: ungefärbt, komplett transparent | | | | | | | | |
| Fadenbakterium 1: | <input type="text"/> | ▼ | Fädigkeit: | <input type="text"/> | ▼ | | | | |
| Fadenbakterium 2: | <input type="text"/> | ▼ | Fädigkeit: | <input type="text"/> | ▼ | | | | |
| Fadenbakterium 3: | <input type="text"/> | ▼ | Fädigkeit: | <input type="text"/> | ▼ | | | | |
| Fadenbakterium 4: | <input type="text"/> | ▼ | Fädigkeit: | <input type="text"/> | ▼ | | | | |
| Fadenbakterium 5: | <input type="text"/> | ▼ | Fädigkeit: | <input type="text"/> | ▼ | | | | |
| Fadenbakterium 6: | <input type="text"/> | ▼ | Fädigkeit: | <input type="text"/> | ▼ | | | | |

Legende: LP: Lebendpräparat; TP: Trockenpräparat; HF: Hellfeld; PH: Phasenkontrast; DF: Dunkelfeld

*) Beschreibung und Abbildungen in Kapitel 7.1.1; Formblatt verändert nach Eikelboom & van Buijsen (1992) und nach Eikelboom (2000)

Hinweis: liegen hohe Fett- oder Fettsäurebelastungen vor, ist auf das Vorkommen von nocardioformen Actinomyceten und/oder *Microthrix parvicella* zu achten

Tab. 7.1: Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“

7.2 Hinweise zur Handhabung des Fadenbakterienschlüssels

Die Identifizierung eines Fadenbakteriums erfolgt auf der Basis der ermittelten Merkmalskombination, die für jeden Faden charakteristisch ist, unter Zuhilfenahme von Bestimmungsschlüsseln. Bei der Anwendung dieser Schlüssel wird einem Fragekatalog nach dem Ja/Nein-Prinzip gefolgt. Dabei wird die An- bzw. Abwesenheit charakteristischer Merkmale abgefragt und damit durch ein verzweigtes Schema geleitet, das letztlich zur Identifizierung eines bestimmten Fadens führt.

Fädige Bakterien, die in der Gram- und/oder Neisser-Färbung positive Resultate aufweisen, lassen sich bereits über die Tafeln „Gram-Färbung“ und/oder „Neisser-Färbung“ in den Abbildungen 7.30 und 7.31 eindeutig identifizieren. Aus diesem Grund sind diese beiden der Tafel „Lebendpräparat“ (Abbildung 7.32) vorangestellt. So kommt man z. B. für das in kommunalen Kläranlagen sehr häufig auftretende fädige Bakterium *Microthrix parvicella* über die Merkmalskombination „Gram-positiv“ und „Neisser-positiv mit gefärbten Granula“ sehr schnell zu einem eindeutigen Ergebnis.

Weist ein fädiges Bakterium dagegen in beiden Färbungen negative Resultate auf, wird man zur Tafel „Lebendpräparat“ in Abbildung 7.32 weitergeleitet. Auch im Lebendpräparat gibt es einige sehr charakteristische Merkmale, die direkt auf eine bestimmte Gruppe von Fadenbakterien hindeuten, so z. B. das Merkmal „verzweigt“ auf *Sphaerotilus natans* oder *Nocardioforme Actinomyceten*, das Merkmal „beweglich“ auf *Beggiatoa* sp. oder *Flexibacter*. Diese Merkmale mit großer Bedeutung finden sich in der ersten Spalte des Schlüssels und sollten von oben nach unten abgefragt werden. Trifft ein Merkmal zu, folgt man der Merkmalskette in horizontaler Richtung bis zum endgültigen Ergebnis.

In der Regel werden nicht alle erhobenen Merkmale in der Entscheidungskette abgefragt, sondern nur die für den jeweiligen Faden relevanten. Da die Merkmale unterschiedlich stark ausgeprägt sein können und manchmal auch variieren, empfiehlt es sich, das Resultat anhand der in den Steckbriefen in Kapitel 8 gegebenen Informationen und Bilder sorgfältig zu überprüfen. In Tabelle 7.2 sind die vollständigen Merkmalskombinationen der häufigsten fadenförmigen Bakterien aufgelistet und können ebenfalls zum Abgleich herangezogen werden.

In kommunalen Kläranlagen mit Nährstoffelimination bereitet die Identifikation der Gemeinschaft fädiger Bakterien mit den hier beschriebenen Methoden selten Schwierigkeiten, weil die vorkommenden Vertreter in der Regel sehr charakteristische Färbereultate aufweisen. Das macht es auch für weniger geübte „Mikroskopierer“ leicht, die Gemeinschaft zu entschlüsseln. In industriellen Kläranlagen gibt es häufiger Probleme, dass untypische Merkmalsausprägungen die Identifikation der fädigen Bakterien erschweren oder aber auch ganz unbekannte oder hier nicht beschriebene Vertreter vorkommen. In solchen Fällen führt die gefundene Merkmalskombination zu keinem Resultat. Sind alle festgehaltenen Merkmale nochmals überprüft und für richtig befunden worden, sollte das fädige Bakterium in diesem Fall als „n. i. = nicht identifiziert“ im Formblatt vermerkt werden. Abhängig vom Ausmaß der mit dem Faden einhergehenden Betriebsprobleme können weitergehende Untersuchungen in Auftrag gegeben werden (Kapitel 13).

Ansatzpunkte für spezifische Bekämpfungsmaßnahmen gegen die häufigsten fädigen Bakterien lassen sich den Kapiteln 10 und 12 sowie den jeweils zugehörigen Steckbriefen in Kapitel 8 entnehmen.

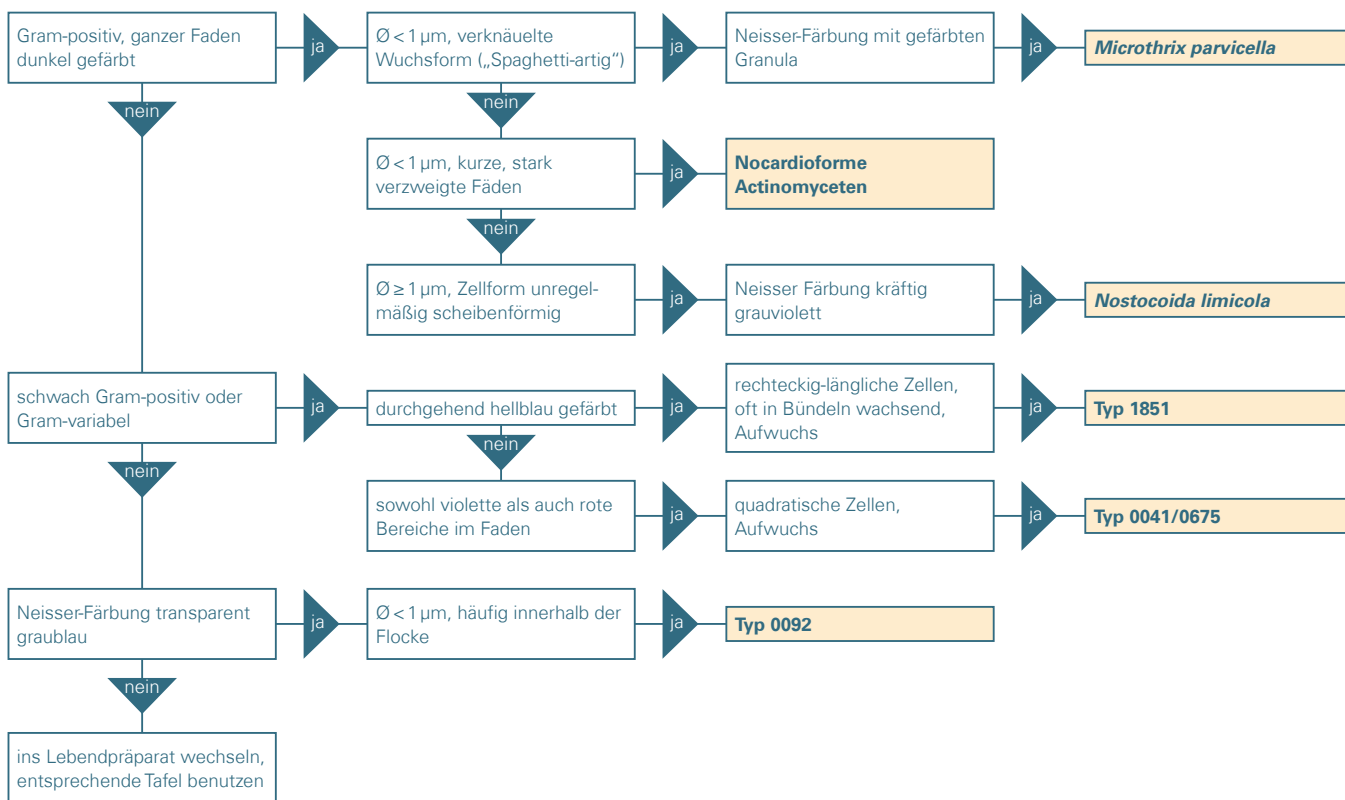


Abb. 730: Fadenbakterien Bestimmungsschlüssel Gram-Färbung

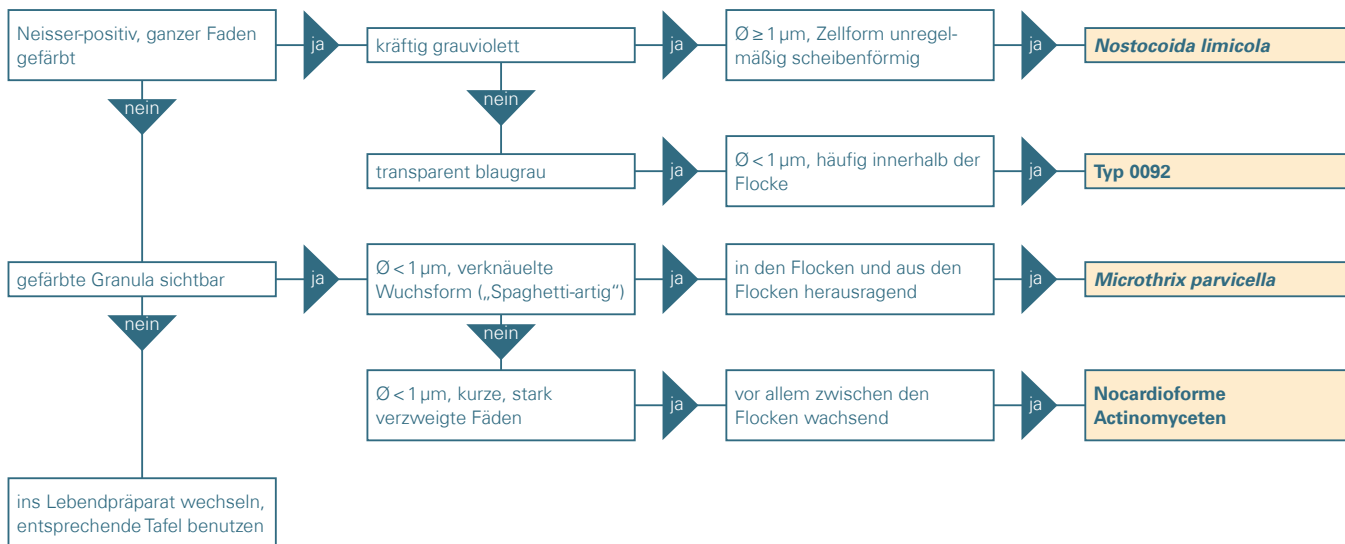


Abb. 731: Fadenbakterien Bestimmungsschlüssel Neisser-Färbung

Bestimmungsschlüssel
Fadenbakterien

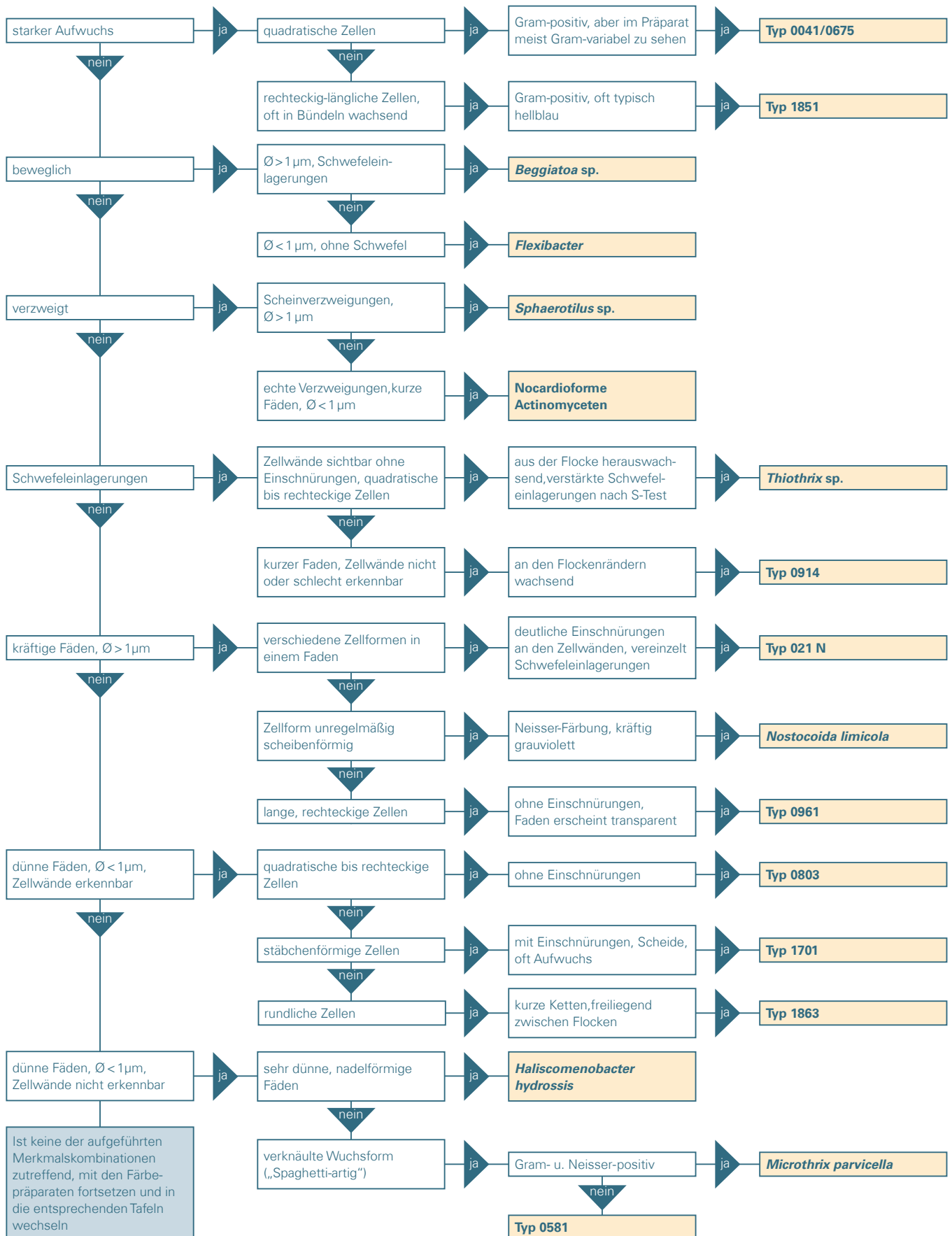


Abb. 732: Fadenbakterien Bestimmungsschlüssel Lebendpräparat (Filamente < 1 µm bis 3 µm Ø)

| Merkmal | Ausprägung | Nocardioforme Actinomyceten | Beggiatoa sp. | Flexibacter | Haliscomenobacter hydrossis | Microthrix parvicella | Nostracoidea limicola | Sphaerotilus sp. | Thiothrix sp. | Typ 0041/0675 | Typ 0092 | Typ 021N | Typ 0681 | Typ 0803 | Typ 0914 | Typ 0961 | Typ 1701 | Typ 1851 | Typ 1863 |
|-----------------------------|---|-----------------------------|---------------|-------------|-----------------------------|-----------------------|-----------------------|------------------|---------------|---------------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|
| Position zur Flocke | aus der Flocke herauswachsend | | | | + | + | + | + | + | + | | + | | + | + | + | | + | + |
| | in der Flocke wachsend | | | | | + | + | | | + | + | | + | | | | | | |
| | zwischen den Flocken wachsend | + | + | + | + | | | | | | | | | + | + | | + | | + |
| Wuchsform | gerade oder gebogen | | + | + | + | | | + | + | + | + | + | | + | + | + | + | + | + |
| | verknäuelte | | | | | + | + | | | | | | + | | | | | | |
| | in Bündeln wachsend | | | | | | | | | | | | | | | | | + | |
| Beweglichkeit | vorhanden | | + | + | | | | | | | | | | | | | | | |
| Aufwuchs | vorhanden | | | | | | | | | + | | | | | | | (+) | + | |
| Verzweigungen | Scheinverzweigungen | | | | | | | + | | | | | | | | | | | |
| | echte Verzweigungen | + | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Scheide | vorhanden | | | | + | | | + | + | + | | | | | | | + | + | |
| Zellwände (Septen) | nicht/schlecht sichtbar | | + | + | + | + | | | | | + | | + | | + | | | + | |
| | deutlich sichtbar | + | | | | | + | + | + | + | | + | | + | | + | + | | + |
| Einschnürungen | vorhanden | | | | | | + | + | | | | + | | | | | + | + | |
| Zellform | nicht erkennbar | + | + | + | + | + | | | | | + | | + | | | | | | |
| | rundlich | | | | | | | + | | | | | | | | | | | + |
| | stäbchenförmig | | | | | | | + | | | | | | | | | + | | |
| | quadratisch | | | | | | | | + | + | | | | + | + | | | | |
| | rechteckig | | | | | | | | + | | | | | + | | + | | + | |
| | unregelmäßig scheibenförmig | | | | | | + | | | | | | | | | | | | |
| | verschieden in einem Faden | | | | | | | | | | | + | | | | | | | |
| Fadendurchmesser | < 1.0 µm | + | | + | + | + | | | | | + | | + | + | + | | + | + | + |
| | > 1.0 µm | | + | | | | + | + | + | + | | + | | | | + | | | |
| Schwefel-einlagerung | vorhanden | | + | | | | | | + | | | | | | + | | | | |
| | verstärkt nach S-Test | | | | | | | | + | | | (+) | | | | | | | |
| Gram-Färbung | positiv: dunkelblau oder violett | + | | | | + | + | | | | | | | | | | | | |
| | schwach positiv: hellblau | | | | | | | | | | | | | | | | | | + |
| | variabel: blau-/violette und rote Bereiche in einem Faden | | | | | | | | | + | | | | | | | | | |
| | negativ: rot (meist hell) | | + | + | + | | | + | + | | + | + | + | + | + | + | + | + | + |
| Neisser-Färbung | positiv: gefärbte Granula | + | | | | + | | | | | | | | | | | | | |
| | positiv: kräftig grau- bis blau-violett | | | | | | + | | | | | | | | | | | | |
| | positiv: transparent blaugrau | | | | | | | | | | + | | | | | | | | |
| | negativ: ungefärbt, komplett transparent | | + | + | + | | | + | + | + | | + | + | + | + | + | + | + | + |

Legende: + vorhanden; (+) teilweise vorhanden; Tabelle verändert nach Eikelboom & van Buijsen (1992) und nach Eikelboom (2000)

Tab. 7.2: Merkmale Fadenbakterien

Steckbriefe der Organismen im Belebtschlamm

Die Identifikation der Mikroorganismen im Belebtschlamm wird erleichtert, wenn die artspezifischen Gestaltmerkmale eindeutig zugeordnet werden können. Die hier zusammengestellten Steckbriefe mit Fotos und Zeichnungen sollen dabei helfen. Zudem sind weitergehende Informationen zur Lebensweise, zum Vorkommen, zu Verwechslungsmöglichkeiten sowie Wissenswertes zur Biozönose aufgeführt.

Kapitel 8

| | |
|--|-----------|
| Steckbriefe der Organismen im Belebtschlamm | 96 |
| 8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden | 102 |
| 8.2 Bakterien, die Fäden bilden | 106 |
| 8.2.1 Niedriglastbakterien | 108 |
| 8.2.2 Hochlastbakterien | 115 |
| 8.2.3 Schwefelbakterien | 121 |
| 8.2.4 Sonstige | 124 |
| 8.3 Cyanobakterien (Blaualgen) | 126 |
| 8.4 Pilze | 127 |
| 8.5 Flagellaten (Geißeltierchen) | 128 |
| 8.6 Amöben (Wechseltierchen) | 131 |
| 8.7 Ciliaten (Wimpertierchen) | 134 |
| 8.7.1 Festsitzende Ciliaten | 134 |
| 8.7.2 Schreitende Ciliaten | 147 |
| 8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten | 150 |
| 8.8 Rotatorien (Rädertiere) | 168 |
| 8.9 Würmer | 170 |
| 8.10 Weitere Mehrzeller | 172 |
| 8.11 Algen | 179 |
| 8.12 Sonstige Strukturen im mikroskopischen Bild | 180 |



8 STECKBRIEFE DER ORGANISMEN IM BELEBTSCHLAMM

Hinweis:

Die abgebildeten Mikroorganismen sind mit unterschiedlich vergrößernden Objektiven fotografiert worden (üblicherweise ergeben sich Gesamtvergrößerungen von 100-fach bis 400-fach, seltener 1.000-fach).

Für die Verwendung im Blauen Buch wurden die Originalaufnahmen weiter verarbeitet (Kontrast und Farbgebung) sowie ein passender Ausschnitt gewählt. Dies führt zu Abweichungen der Originalvergrößerungsangabe, was im Einzelnen aber nicht weiter angegeben ist.

Wo es möglich war, wurde ein Maßstabsbalken zum Vergleich eingefügt, mit dem die tatsächliche Größe abgelesen werden kann.

Bei Fotos ohne Maßstabsbalken empfiehlt es sich, in den Steckbriefen bei den jeweiligen Arten oder Gattungen die dort angegebenen Größenbereiche zum Vergleich heranzuziehen.

Mikroorganismen leben, wie auch alle höher organisierten Lebewesen, in sogenannten Arten- oder Lebensgemeinschaften (Biozöosen). Solche Lebensgemeinschaften entstehen nicht zufällig, sondern sind aufgrund der Bedingungen des jeweiligen Lebensraumes sowie der jeweiligen Ansprüche der Arten zusammengesetzt.

Von Organismen mit Zeiger- oder Indikatorfunktion sprechen wir dann, wenn bestimmte Arten so hohe Ansprüche an ihren Lebensraum stellen, dass zum Teil bereits geringfügige Änderungen im jeweiligen Lebensraum zum Verschwinden der betreffenden Art aus ihrer Arten- oder Lebensgemeinschaft führen. Benötigt beispielsweise ein Mikroorganismus wie etwa das Glockentierchen *Vorticella convallaria* eine relativ hohe Sauerstoffkonzentration zur Existenz, so bieten Bedingungen mit Sauerstoffkonzentrationen unter 1,5 mg/l dieser Art keine dauerhafte Lebensgrundlage, daher wird sie nur noch selten bis gar nicht mehr in der Lebensgemeinschaft enthalten sein. Im Gegenzug finden sich unter anhaltenden Sauerstoff-Mangelbedingungen andere Arten, die an solche Verhältnisse bestens angepasst sind und daher überleben. Je sensibler und eindeutiger die Mikroorganismen auf Milieueränderungen reagieren, umso stärker ist deren Indikatorfunktion.

Nicht alle Lebewesen, die im mikroskopischen Bild auf Kläranlagen zu finden sind, eignen sich gleichermaßen gut als Indikator. Organismen, die mit unterschiedlichen Lebensraumverhältnissen (im Falle der Kläranlagen sind dies unterschiedliche Betriebszustände) zurechtkommen, werden als „Generalisten“ oder „Allerweltsarten“ bezeichnet. Ein Indikatororganismus stellt dagegen eher hohe oder spezielle Ansprüche an seinen Lebensraum und lässt sich idealerweise relativ einfach und eindeutig bestimmen. In diesem Kapitel werden die einzelnen Lebensformen der Kläranlagenbiozöosen jeweils auf einer Buchseite nach ihrer Organisationsstufe beschrieben. Diese Informationen sowie typische Grafiken und Bilder sollen einen gesicherten mikroskopischen Vergleich mit den Lebendpräparaten im Labor ermöglichen und eine Identifikation erleichtern. Die Gliederung dieses Kapitels ist mit dem Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“ abgeglichen.



Abb. 8.1: Übersicht mehrerer Indikatororganismen – Einzeller (*Paramecium putrinum* (1)) zwischen zwei Mehrzellern (*Rotatoria* spp. (2) und *Cephalodella* spp. (3)) (HF, 200×)

Zu Anfang werden **Prokaryonten**, also Organismen, die keinen echten Zellkern besitzen, beschrieben. Dazu zählen die freien Bakterien sowie fadenbildende Bakterien und Cyanobakterien (Kapitel 8.1–8.3). Im Normalbetrieb einer Kläranlage findet sich durch natürliche Selektion ein Bakterienkonsortium, das die Hauptarbeit leistet. Eine Identifikation der einzelnen Arten ist für den Betrieb in der Regel nicht erforderlich.

Freie Bakterien sind zwar im Lichtmikroskop bei 400-facher Gesamtvergrößerung im Phasenkontrast als dunkle Punkte erkennbar, die zwischen den Flocken im Wasser schwimmen. Sie können jedoch mit dem Mikroskop nicht näher bestimmt werden und gehen deshalb als Summenparameter „freie Bakterien“ in die Bewertung des mikroskopischen Bildes ein. Im Normalfall sind sie mit einer Häufigkeit bis Kategorie 2 („einige“) unkritisch. Erst bei einem Auftreten von „häufig“ bis „massenhaft“ könnten sie eine Verschlechterung des Betriebszustandes anzeigen (Flockenzerfall, Gifteinwirkung, extreme Stoßbelastung und anderes). Wenige Bakterienarten (*Chromatium*, *Sarcina*) können mit den im Folgenden beschriebenen Merkmalen ihrer Zell- und Wuchsformen (Form des Zellverbandes) bei 1.000-facher Gesamtvergrößerung im Phasenkontrast direkt unter dem Mikroskop erkannt werden. Spirillen und Spirochäten sind schon bei geringeren Gesamtvergrößerungen (bis 400-fach) gut wegen ihrer Größe, Form und typischen Bewegung zu identifizieren: Spirochäten sind deutlich länger als Spirillen und gleichen einer doppelt gewundenen Feder. Spirillen bewegen sich schraubenförmig um die Längsachse drehend fort. Sie können sowohl bei guter Sauerstoffversorgung als auch bei niedrigeren Sauerstoffkonzentrationen auftreten und sich dann auch stark vermehren. Für alternative Möglichkeiten zur exakten Bestimmung der Bakterien, insbesondere der Fadenbakterien, wird auf molekularbiologische Untersuchungsverfahren verwiesen, wie sie in Kapitel 13 vorgestellt werden.

Fadenförmige Bakterien entstehen durch die Aneinanderreihung einzelner Bakterienzellen, die sich nach der Zellteilung nicht voneinander gelöst haben. So bilden sich Fäden von unterschiedlicher Länge aus (50–1.000 μm , oft $> 500 \mu\text{m}$). Einige Fäden haben typische strukturelle oder phänotypische Merkmale, so dass sie unter dem Mikroskop mit 1.000-facher Vergrößerung und Phasenkontrast bereits ohne Färbeverfahren erkannt werden können, z. B. an ihrer Wuchsform, an der Form der Einzelzellen oder anhand der Einlagerungen von Schwefel.

Zur Bestimmung der anderen fadenförmigen Bakterien ist eine Gram- und Neisser-Färbung erforderlich (Kapitel 4.3.1). Viele fadenförmige Bakterien sind schwierig zu isolieren, und ihre biologischen Eigenschaften sind noch wenig bekannt. Manche haben deshalb keinen Namen, sondern nur eine vorläufige Typennummer, z. B. Typ 021N. Aktuelle Informationen über das Vorkommen und die Indikatorfunktion werden im Kapitel 10 zur Ökologie fadenförmiger Bakterien zusammengefasst. Im Steckbriefteil sind die fadenförmigen Bakterien nach ihren Funktionsgruppen und darin wiederum alphabetisch gelistet.

Fadenförmige Bakterien tragen wie die freien Bakterien wesentlich zur Reinigung des Abwassers bei. Einzig ihre negativen Auswirkungen auf den technischen Betrieb (Schwimm-schlamm-, Blähschlamm-bildung mit einhergehender schlechter Sedimentation in der Nachklärung) erfordern bei übermäßiger Entwicklung ein Gegensteuern. Für gezielte Maßnahmen ist daher eine genaue Bestimmung notwendig. Die Fädigkeit ist im Lebendpräparat im Hellfeld oder im Dunkelfeld bei 100-facher bis 200-facher Vergrößerung zu bestimmen. Bekämpfungsmaßnahmen bei massenhaftem Auftreten von fadenförmigen Mikroorganismen werden in Kapitel 10.1 behandelt und im Kapitel 10.3 vertieft.

Die blaugrün gefärbten, fadenförmigen **Cyanobakterien** sind meist wesentlich dicker als fadenförmige Bakterien und oft schon durch ihre Färbung (im Hellfeld!) leicht von den „echten“ Bakterien zu unterscheiden. Die Wuchsform der Cyanobakterien (früher oft als „Blualgen“ bezeichnet) ist vielseitig: Kugelige Einzelzellen können zu Kolonien

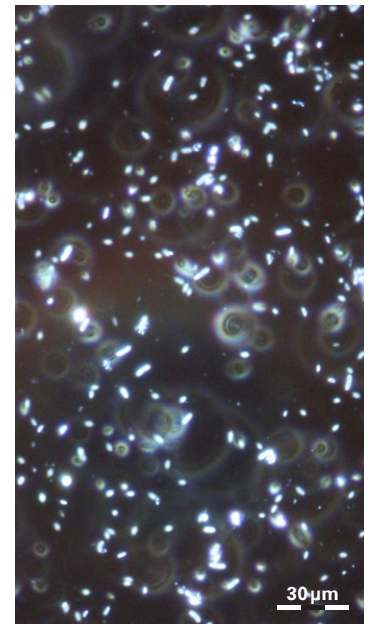


Abb. 8.2: Freie Bakterien im Dunkelfeld (DF, 400x)

zusammengelagert sein (z. B. *Microcystis* spp.) oder Zellen sind zu langen Fäden aneinandergelagert (z. B. *Oscillatoria* spp.).

Die Größe kann wenige μm , wie bei *Microcystis* spp. (6–9 μm), oder bis über 60 μm Breite, z. B. bei *Oscillatoria* spp., betragen. „Blaualgen“ sind stets unbegeißelt. Manche Arten, z. B. *Oscillatoria* spp., können sich pendelartig und kriechend fortbewegen und sich in hochbelasteten Abwasserteichen stark vermehren. Auch auf den oberen Schichten von Tropfkörpern, die schwach bis mittelschwach belastet sind, können Blaualgen einen Teil des biologischen Rasens bilden.

Von den Prokaryonten abgegrenzt ist die Gruppe der **Eukaryonten**, also alle Organismen, die einen echten Zellkern aufweisen. In Kapitel 8.4 werden zunächst wegen ihrer phänotypischen Ähnlichkeit zu den Fadenbakterien die mehrzelligen fadenförmigen **Pilze** behandelt. Sie unterscheiden sich aufgrund ihres Zellaufbaues und ihrer Wuchsform deutlich: Pilzfäden (Hyphen) sind dicker als Bakterienfäden und haben kaum erkennbare Zellgrenzen, wie z. B. *Fusarium* spp., oder Einschnürungen wie z. B. *Leptomitus* spp. Echte Verzweigungen sind ein weiteres typisches Merkmal. Pilze besitzen kein Chlorophyll und erscheinen deshalb im mikroskopischen Bild niemals gefärbt. Sie ernähren sich ähnlich wie Bakterien von gelöster organischer Substanz.



Abb. 8.3: Kleine Flagellaten bewegen sich mit ihren Geißeln oft ruckartig; die nach vorn gerichtete Geißel ist deutlich, die nach hinten gerichtete nur schwach zu erkennen.

Danach kommen in Kapitel 8.5 die einzelligen Protozoen, beginnend mit den **Flagellaten** (Geißeltierchen). Geißeltierchen sind rundliche bis ovale Organismen von 5 bis 60 μm Durchmesser. Viele Arten bewegen sich freischwimmend, andere sind festsitzend. Mit Hilfe der Geißeln führen sie oft ruckartige, schnelle Bewegungen aus. Kleine Zooflagellaten wie z. B. *Bodo* spp. sind meist kleiner als 10 μm . An ihrer typischen zittrigen Fortbewegungsweise zwischen oder an den Flocken sind sie bei 400-facher Gesamtvergrößerung zu erkennen.

Starke Nahrungskonkurrenten für die kleinen Zooflagellaten sind im belebten Schlamm die Wimpertierchen (Kapitel 8.7). Kommen beide Gruppen zusammen vor, können die Geißeltierchen bald stark zurückgedrängt werden. Wegen ihrer kürzeren Generationszeit können sie aber dann sofort wieder in großer Zahl auftreten, wenn die Vermehrung der Wimpertierchen eingeschränkt ist, z. B. in der Anfahrphase einer biologischen Kläranlage oder in Anlagen mit häufigen Störungen oder starken Stoßbelastungen. Eine größere Anzahl von Geißeltierchen ist somit immer ein Hinweis darauf, dass sich (noch) kein Gleichgewicht eingestellt hat.



Abb. 8.4: Nacktamöbe, die eine Schalenamöbe (*Pyxidicula* spp., orange gefärbt) verdaut.

Weitere Zooflagellaten, wie z. B. *Hexamita* spp., *Trepomonas* spp. und *Trigonomonas* spp. mit mehreren Geißeln an ihren Zellen, sind 10–40 μm groß und bewegen sich durch rotierendes Schwimmen. Sie kommen nur in Anlagen vor, die ungenügend mit Sauerstoff versorgt sind sowie in Hochlaststufen oder in Anlagen mit angefaultem Abwasser, manchmal aber auch in Denitrifikationsbecken oder Becken zur biologischen Phosphor-Elimination.

In Abwasserteichen werden oft Augenflagellaten gefunden. Diese einzelligen Organismen sind größer als Zooflagellaten, besitzen am Körperende nahe bei der Geißel einen lichtempfindlichen, roten Augenfleck und sind durch Chlorophyll, den Blattfarbstoff der Pflanzen, grün gefärbt. Der Körper der Augenflagellaten kann sich wie bei *Euglena* spp. elastisch verdrehen. Daneben gibt es auch Augenflagellaten, die keine Farbstoffe und keinen Augenfleck enthalten, sogenannte farblose Augenflagellaten, wie z. B. *Peranema* spp. oder *Anisonema* spp. Die Zellen dieser Gattungen besitzen eine Zug- und/oder eine Schleppgeißel und sind etwa 25–60 μm groß.

Im Kapitel 8.6 folgen dann die **Amöben** (Wechseltierchen). Amöben bewegen sich langsam „fließend“ fort. Sie werden meist erst aufgrund ihrer Bewegungsweise bei

genauerem Hinsehen erkannt. Einige Formen sind unbeschalt („nackt“, Nacktamöben), andere besitzen ein Gehäuse, das den Großteil des Körpers bedeckt (Schalenamöben).

Die in Kapitel 8.7 behandelten **Ciliaten** (Wimpertierchen) stellen die wichtigsten Indikatororganismen für die Abwasserreinigung dar. Sie bilden eine sehr arten- und formenreiche Gruppe der Protozoen, die nahezu alle Gewässerarten besiedeln. In der Abwasserreinigung spielen sie aufgrund ihrer Indikatorfunktionen eine zentrale Rolle. Ihr Größenspektrum reicht von wenigen Mikrometern (z. B. kleine *Chilodonella*-Arten mit einer Körperlänge von etwa 20 µm) bis zu wahren „Riesen“ im mikroskopischen Bild (wie etwa *Stentor*, das Trompetentierchen) mit einer Größe bis zu 2 mm.

Die Untergliederung in Kapitel 8.7 ist in freischwimmende/gleitende, schreitende sowie festsitzende Ciliaten vorgenommen worden. Je nach Lebensweise lassen sich zusätzlich weitere verschiedene Kategorien definieren: Pioniere, Räuber, Allesfresser, Weidegänger, Filtrierer. Die meisten Arten der **festsitzenden Ciliaten** sind mit einem deutlichen Stiel an einer Unterlage befestigt (Glockentierchen), der bei einigen Arten einen kontrahierbaren Stielmuskel (Myonem) enthält. Andere festsitzende Formen wie *Stentor* spp. haften direkt mit dem Körperende oder mit einem vasenartigen Gehäuse dem Substrat an, wie beispielsweise das Vasentierchen der Gattung *Thuricola*. *Stentor* und bewegliche Formen der Glockentierchen („Schwärmerzellen“) können auch als freischwimmende Stadien vorkommen.

Festsitzende Arten der Ciliaten können unter für sie ungünstigen Lebensbedingungen auch freibewegliche Stadien ausbilden, sogenannte Totalschwärmerzellen. Die Köpfcchen haben sich dann von ihrem Stiel gelöst und schwimmen frei umher. Erst wenn eine neue Stelle mit besseren Milieubedingungen gefunden ist, heftet sich die Schwärmerzelle an und bildet wieder einen Stiel aus. Schwärmerzellen sind an einem zusätzlichen, nur für diese Schwärmphase angelegten Wimpernkranz im unteren Zelldrittel zu erkennen (Abbildungen 8.180 und 8.181 auf Seite 142 im Steckbrief *Vorticella convallaria*).

Treten Totalschwärmerzellen häufiger auf, kann auf instabile Verhältnisse, auf eine hohe Schlammhöhe (einen zu engen Lebensraum, z. B. in hoch belasteten Biofilmen), Sauerstoffmangel oder sehr hohe Turbulenzen geschlossen werden. In Denitrifikations- und Bio-P-Becken kann die Bildung von Totalschwärmern bereits durch die (gewollt) geringe Sauerstoffverfügbarkeit ausgelöst werden.

Davon zu unterscheiden sind die sogenannten Vermehrungsschwärmer. Bei günstigen Nährstoff- und Belüftungsbedingungen vermehren sich die Ciliaten durch Zellteilung. Bei den Glockentierchen verbleibt die Tochterzelle nach der Teilung zunächst noch am gemeinsamen Stiel mit der Mutterzelle. Nach einiger Zeit bildet die Tochterzelle dann einen Wimpernkranz am unteren Drittel der Zelle (Abbildung 8.6) und löst sich dann anschließend vom gemeinsamen Stiel ab, während die Mutterzelle weiterhin an ihrem Stiel haften bleibt. Die abgelöste Tochterzelle, nun Vermehrungsschwärmer genannt, schwimmt dann in der Umgebung umher, um sich an einem geeigneten Ort niederzulassen und einen eigenen Stiel auszubilden. Nach dem Festsetzen wird der Wimperngürtel am unteren Drittel der Zelle wieder zurückgebildet.

Meistens ist die Tochterzelle etwas kleiner als die Mutterzelle, daher können die Vermehrungsschwärmer oft bereits optisch durch ihre kleinere Größe von den Totalschwärmern unterschieden werden, die sich als Ganzes von ihrem Stiel ablösen. Um sicher zu gehen, kann man das Präparat auf das Vorhandensein leerer Stiele kontrollieren, denn bei der Entstehung der Totalschwärmer bleiben leere Stiele zurück (wie auch nach dem spontanen Abwerfen von Glockentierchen-„Köpfchen“, z. B. aufgrund von Gifteinwirkung). Handelt es sich um Vermehrungsschwärmer, bleibt die Mutterzelle an ihrem Stiel, und man findet keine leeren Stiele.



Abb. 8.5: Zwei Vasentierchen (*Thuricola* spp. und *Pyxicola* spp.) an einer Belebtschlammflocke verankert (PH, 200x)



Abb. 8.6: Bildung eines Vermehrungsschwärmers

Die Sauginfusorien, eine Untergruppe der festsitzenden Ciliaten, besitzen im erwachsenen Stadium keine Wimpern, sondern Tentakel, mit deren Hilfe sie freischwimmende Organismen erbeuten und aussaugen können. Alle Arten dieser Gruppe leben solitär, d. h. sie bilden keine Kolonien. Die Arten *Tokophrya* spp. und *Podophrya* spp. finden sich in Anlagen mit großer Prozessstabilität und einer Schlammbelastung von $B_{TS} \ll 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$.

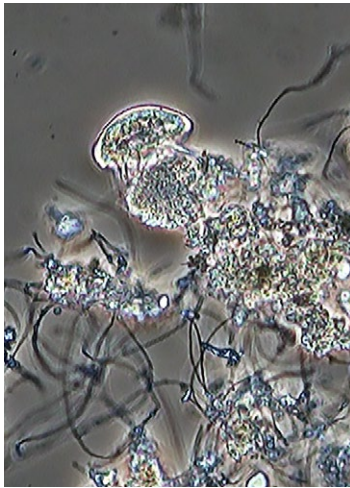


Abb. 8.7: Schreitender Ciliat (*Aspidisca lynceus*)

Die **schreitenden Ciliaten**, die man auch als Weidegänger bezeichnet, haben keine einheitlich bewimperte Zelloberfläche wie freischwimmende Wimpertierchen, sondern bewegen sich mit Hilfe von sogenannten Cirren fort. Jede Cirre besteht jeweils aus einem Bündel miteinander verknüpfter Wimpern, die den Weidegängern ein „Laufen“ auf dem Untergrund ermöglichen und somit wie Füßchen funktionieren.

Mithilfe ihrer Cirren bewegen sich die Weidegänger auf den Belebtschlammflocken und ernähren sich dort von den flockenbildenden Bakterien. Somit erfüllen sie eine wichtige Funktion zum Ausgleich der Lebensgemeinschaft: Das regelmäßige Abweiden der oberen Flockenschicht ermöglicht den weiter im Inneren der Flocke befindlichen Bakterien eine verbesserte Versorgung mit Nährstoffen und Sauerstoff, was wiederum die Teilung dieser Bakterien begünstigt. Durch die Weidetätigkeit der schreitenden Ciliaten werden also die verbleibenden Flockenbakterien zur Vermehrung angeregt und die Flockenstruktur vergleichmäßigt. Weidegänger wie *Aspidisca cicada* oder *Aspidisca lynceus* sind üblicherweise häufig in gesunden Belebtschlämmen anzutreffen.

Unter den Weidegängern gibt es außerdem solche Ciliaten, die sich mithilfe eines speziellen Wimpernsaums an der Unterseite der Zelle gleitend über den Untergrund fortbewegen, was an ein Luftkissenboot erinnert. Solche speziellen Weidegänger des *Chilodonella*-Typs verfügen über einen röhrenförmigen Zellmund (Mundreuse), was ihnen speziell die Aufnahme länglicher, fadenförmiger Nahrung ermöglicht. Im Belebtschlamm ernähren sie sich also hauptsächlich von Fadenbakterien. Es gibt verschiedene Vertreter des *Chilodonella*-Typs in unterschiedlichen Größenklassen.



Abb. 8.8: Freischwimmender Ciliat (*Coleps* spp.)

Freischwimmende Ciliaten können meist zwischen den Flocken beobachtet werden. Sie bewegen sich gleichmäßig schwimmend mit Hilfe eines sehr feinen Wimpernsaums, der ihre gesamte Körperoberfläche bedeckt. Die freischwimmenden Ciliaten können in zwei Gruppen eingeteilt werden, die innerhalb der Lebensgemeinschaft im Belebtschlamm verschiedene Funktionen erfüllen:

Räuberische Ciliaten wie beispielsweise Holophryiden, *Plagiocampa* oder *Coleps* ernähren sich von anderen Ciliaten und sorgen somit für eine ausgeglichene Lebensgemeinschaft, in der zeitweise die Gruppe der räuberischen Formen abwechselnd mit der Gruppe der Beuteorganismen dominiert.

Bakterienfiltrierende, freischwimmende Ciliaten dominieren die Lebensgemeinschaft hingegen eher in der Einfahrphase einer Belebungsanlage, daher bezeichnet man sie auch als „Pionierformen“. Treten solche Pionierformen wie beispielsweise *Uronema*, *Tetrahymena* oder *Glaucoma* im Belebtschlamm einer bereits etablierten Anlage auf, ist dies ein Anzeichen für Stoßbelastungen oder ein geringes Schlammalter (letzteres meist verbunden mit einer erhöhten Belastung). Solche Pionierformen dominieren also auch die Lebensgemeinschaft in Belebtschlämmen von Hochlastanlagen oder Hochlaststufen zweistufiger Anlagen (A/B-Verfahren).

Neben den einzelligen Ciliaten kommen – oft in vergleichbarer Größe – auch Mehrzeller (Metazoen) im Belebtschlamm und vor allem in Tropfkörpern vor. In Kapitel 8.8 werden zunächst die Rotatorien (Rädertiere) betrachtet. **Rädertiere** sind Mehrzeller, deren

Generationszeit aufgrund ihres komplexeren Körperbaus mit mehreren Tagen relativ lang ist. Manche Arten ernähren sich, indem sie Bakterien einstrudeln, und sind damit Nahrungskonkurrenten vor allem für Wimpertierchen, andere Arten ernähren sich räuberisch. Die meisten Rädertiere finden in Anlagen mit erhöhtem Schlammalter und geringen Raum- und Flächenbelastungen geeignete Lebensbedingungen. Normalerweise erreichen sie keine großen Häufigkeiten, manche Arten können aber bei großem Nahrungsangebot in großer Anzahl vorkommen.

Während die Rädertiere *Philodina* spp., *Cephalodella* spp. und *Colurella* spp. nur in Anlagen mit geringer Schlammbelastung und bei hohen Sauerstoffkonzentrationen vorkommen, ist *Rotaria* spp. weniger anspruchsvoll und auch in Anlagen bei einer Schlammbelastung von $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ und bei geringen Sauerstoffkonzentrationen ($\text{O}_2 < 1 \text{ mg/l}$) zu finden.

Andere Mehrzeller wie die **Würmer** folgen in Kapitel 8.9. Fadenwürmer und Wenigborster treten bei höherem Schlammalter auf und kommen häufig in Biofilmen von Tropfkörpern vor, wenn die Belastung niedrig und/oder der Biofilm „älter“ ist. Sie weiden dort den biologischen Rasen ab. Auch Schönungsteiche bieten dieser Organismengruppe günstige Lebensbedingungen. Die Wenigborster besitzen Borsten auf den einzelnen Segmenten. Ein markanter Vertreter im mikroskopischen Bild ist der Öltröpfchenwurm (*Aeolosoma* spp.).

Im Kapitel 8.10 werden weitere ausgewählte Mehrzeller sowie in Kläranlagen häufig anzutreffende Insekten, Krebstiere und andere Mehrzeller beschrieben. Mehrzeller haben generell eine längere Entwicklungszeit als Einzeller. Sie zeigen alle eine eher geringe Schlammbelastung und ein hohes Schlammalter mit guter Sauerstoffversorgung an.

Den Abschluss in Kapitel 8.11 bilden die gelegentlich anzutreffenden Grünalgen. Sie werden im Steckbrief nicht ausführlich behandelt, stattdessen wird eine beschränkte Auswahl abgebildet, die eine sichere Erkennung dieser vielfältigen Organismen ermöglicht. Sie haben keine Indikatorfunktion, insofern ist eine genauere Bestimmung nicht erforderlich.

Ein typisches Kennzeichen der **Algen** sind Farbpigmente (Chlorophylle), die ihnen ihre charakteristische Färbung geben. Die grünen, gelbgrünen oder braunen Farbstoffe ermöglichen ihnen die photosynthetische Lebensweise. In Abwasserteichen ist eine Vielzahl von Algen zu finden, darunter sehr kleine, begeißelte, einzellige Schlundflagellaten, filigrane Zieralgen oder auch Kieselalgen, die sich ruckartig bewegen können. Einige häufig auftretende Formen werden exemplarisch aufgeführt (Steckbriefe Kapitel 8.11, Seite 179).

Bei einer Massenentwicklung von Algen kann der Wasserkörper eines Abwasser- oder Schönungsteiches gefärbt erscheinen. Algen auf der Oberfläche eines Tropfkörpers zeigen eine schwache Belastung an.

Im Kapitel 8.12 werden **sonstige Strukturen** wie Fasern und Körner erläutert, die beim Mikroskopieren angetroffen werden können. Die gegebenen Hinweise dienen nur der Information und sollen eine Abgrenzung zu den Indikatororganismen ermöglichen.

Alle genannten Organismen und Objekte werden im Folgenden detailliert beschrieben, indem die charakteristischen Merkmale und Eigenschaften aufgelistet und die Lebewesen anhand von Zeichnungen und mikroskopischen Fotos dargestellt werden. Die mikroskopischen Fotos sind unter Hellfeld-, Phasenkontrast- oder Dunkelfeldeinstellungen mit Lebend- oder gefärbten Trockenpräparaten entstanden. Zur Größeneinschätzung sind die jeweilige Mikroskopvergrößerung und wenn möglich ein Maßstab angegeben. Um Details deutlicher erkennbar zu machen, wurden bisweilen Ausschnittvergrößerungen mikroskopischer Bilder verwendet.



Abb. 8.9: Das Rädertier *Brachionus* spp. ist nur selten im Klärschlamm zu sehen (HF).

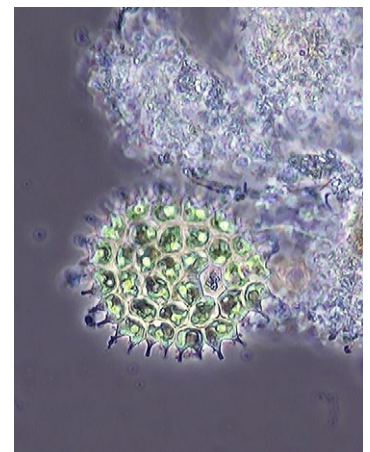


Abb. 8.10: *Pediastrum* ist eine Gattung koloniebildender Grünalgen.

8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden

Freie Bakterien



Abb. 8.11: Verschiedene Formen freier Bakterien: einzellig, rund, oval, stäbchenförmig

Indikatoreigenschaften

- sind regelmäßig in der wässrigen Phase des Belebtschlammes zu finden
- hohes Vorkommen indiziert eine Schlammbelastung $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ und/oder geringes Schlammalter
- massenhaftes Auftreten deutet auf das Vorhandensein von Sulfiden und auf hohe NH_4^+ -Konzentrationen oder NH_4^+ -Stoßbelastungen hin
- Hinweis auf instabilen Betrieb oder auf eine starke Schädigung des Belebtschlammes, z. B. durch Vergiftung mit einhergehendem Flockenzerfall

Merkmale

- einzellige, bewegliche oder unbewegliche, längliche Stäbchen und punktförmige Kokken
- weitere Formen: vergleiche Spirillen, Spirochäten und Fadenbakterien

Lebensweise, Ernährung

- substratspezifische Ernährung
- Anpassung an die Bedingungen in der Einfahrphase des Schlammes, die sich durch die Abwasserzusammensetzung und die technischen Rahmenbedingungen der Anlage ergeben

Mikroskopeinstellung
400x, Phasenkontrast,
Dunkelfeld

Durchmesser: 0,2–2,5 μm
Länge: 1–5 (10) μm

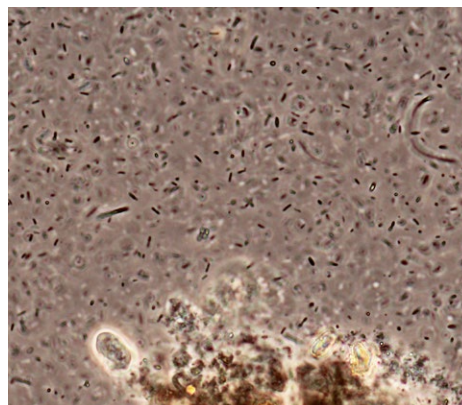


Abb. 8.12: Massenhaftes Vorkommen freier Bakterien, stäbchen- und kokkenförmig (PH, 200x)

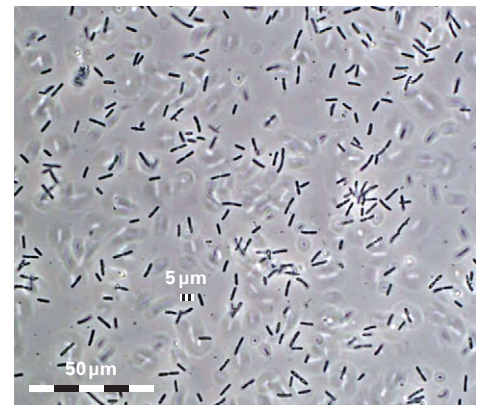


Abb. 8.13: Viele stäbchenförmige freie Bakterien (PH, 400x)

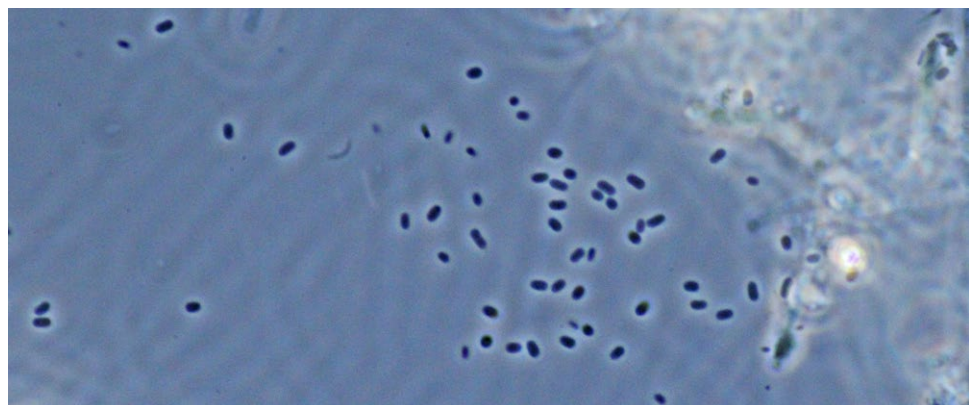


Abb. 8.14: Einige stark vergrößerte freie Bakterienzellen, kokkenförmig bis oval (PH, 1.000x)

8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden

Chromatium spp. (Schwefelbakterien ohne Fadenbildung)

Indikatoreigenschaften

- strikt anaerobe Schwefelbakterien; indizieren schon bei geringem Vorkommen ($V = 1$) Sulfide und eine hohe NH_4^+ -Konzentration im Abwasser
- zeigen niedrigen O_2 -Gehalt, geringes Schlammalter und hohe Schlammbelastung in der Belebung an
- können in überlasteten Anlagen (und überlasteten Abwasserteichen) massenhaft auftreten (Färbung!)
- gelegentliche Funde in Anlagen mit Denitrifikation und Bio-P-Elimination

Merkmale

- nahezu farblose Einzelzellen, die Bakterienchlorophyll enthalten und einen rosa bis violett gefärbten Aufwuchs bilden können
- Zellen sind bohnenförmig
- Einlagerung von Schwefelkörnchen (Reservestoffe) gut erkennbar

Lebensweise, Ernährung

- meist streng anaerobe phototrophe Bakterien (Chlorophyll!), die jedoch keinen Sauerstoff produzieren, sondern Schwefel oxidieren
- als Substrat dienen faulende organische Stoffe

Wissenswertes

- die zu den Schwefelbakterien gehörende Gattung *Thiospirillum* ist aufgrund der typischen Bewegung und Form (siehe Spirillen) leicht zu unterscheiden

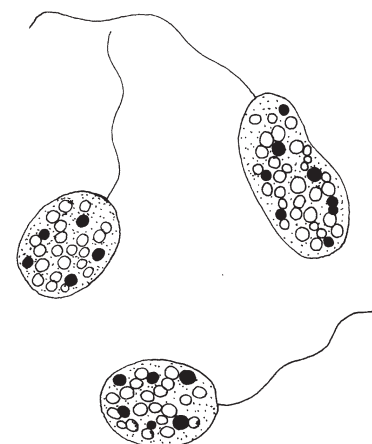


Abb. 8.15: *Chromatium* spp.: Ovale Zellform mit unterschiedlichen Einschlüssen, lange Geißel (nur bei sehr starker Vergrößerung sichtbar)



Abb. 8.16: Länglich-ovale *Chromatium*-Zellen, Rotfärbung schwach erkennbar (daneben spindelförmige Kieselalgen-Zellen) (HF, 400 \times)

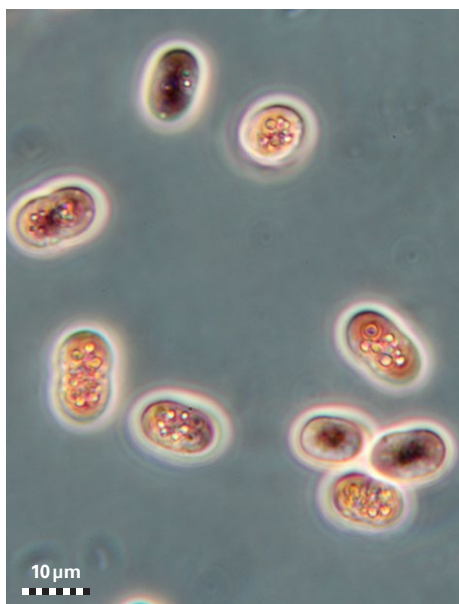


Abb. 8.17: Stark vergrößerte, rötlich gefärbte *Chromatium*-Zellen mit kugeligen Einschlüssen (PH, 1.000 \times)

Mikroskopeinstellung 400 \times , Phasenkontrast, Dunkelfeld

Durchmesser: 5–6 μm
Länge: 7–15 μm (*Chromatium*)

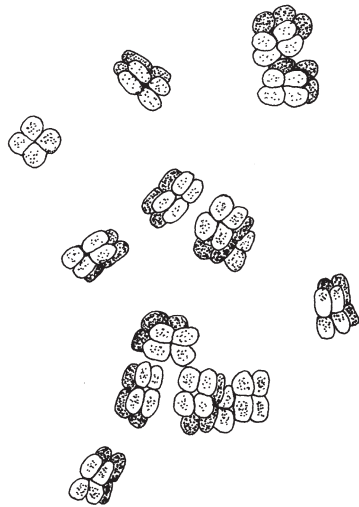


Abb. 8.18: *Sarcina*-Kolonien bestehen aus Zellpaketen, die sich aus vier, acht oder vielfachen Einzelzellen zusammensetzen.

Mikroskopeinstellung
400×, Phasenkontrast

Durchmesser: ca. 2 µm

8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden

Sarcina spp.

Indikatoreigenschaften

- können gelegentlich im belebten Schlamm auftreten
- Hinweis auf anaerobe Verhältnisse bei der Abwasserreinigung oder auf angefaultes Abwasser im Zulauf

Merkmale

- Kolonien bestehen aus 8 bis 64 einzelnen, in Paketform aneinandergelagerten Zellen
- die kuguligen Einzelzellen sind etwa 2 µm groß

Lebensweise,
Ernährung

- fakultativ anaerobe Bakterien, die in angefaultem Abwasser z. B. aus der Zucker-, Stärke- und Getränkeproduktion vorkommen

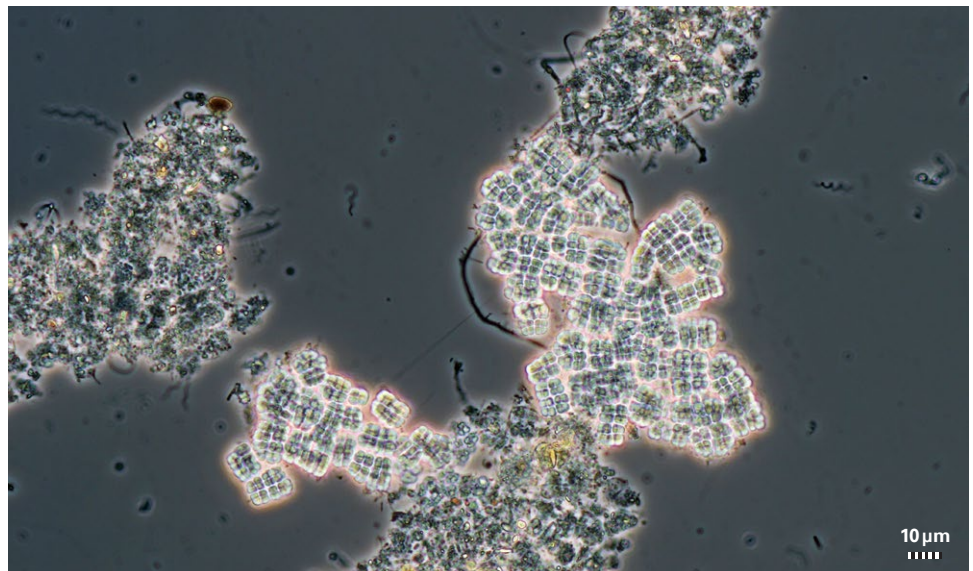


Abb. 8.19: *Sarcina*-Zellpakete zwischen Belebtschlammflocken und einzelnen Fadenbakterien (PH, 400×)

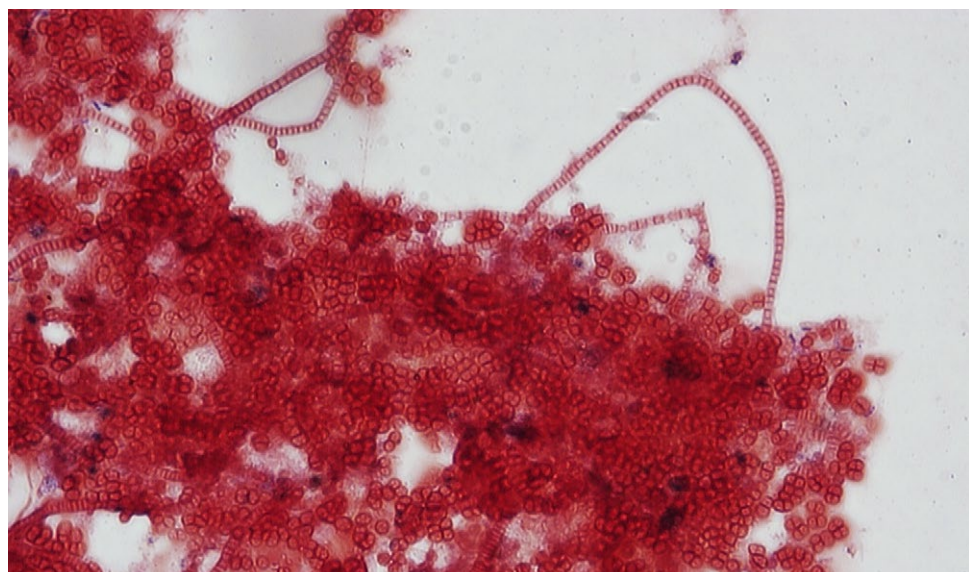


Abb. 8.20: *Sarcina*-Kolonien innerhalb einer Belebtschlammflocke (Gram-Färbung) (HF, 400×)

8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden

| Spirillen | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indizieren bereits bei niedrigem Vorkommen Sulfide oder erhöhte NH_4^+-Konzentrationen/Stoßbelastung im Abwasser, z. B. aus fäkalischen/jauchigen Zuläufen können instabilen Anlagenbetrieb, erhöhte Schlammbelastung, niedrige O_2-Konzentration und geringes Schlammalter in der Belebung anzeigen |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> starre, korkenzieherartig gewundene Zellen (1) schraubenförmig drehende Fortbewegung |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> bevorzugen überwiegend höhere Konzentrationen an organischen Substraten meist mikroaerophil (an sehr geringen O_2-Gehalt angepasst), selten anaerob, kommen daher in schlecht belüfteten, turbulenzarmen Zonen vor (Denitrifikation, Bio-P-Elimination) |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> aufgrund der typischen Form und Bewegungsweise nicht mit anderen Organismen zu verwechseln |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> <i>Spirillum volutans</i> erreicht eine Zellgröße von $70\ \mu\text{m}$ <i>Thiomargarita namibiensis</i> gilt mit bis zu $800\ \mu\text{m}$ als größtes prokaryontisches Lebewesen der Welt |

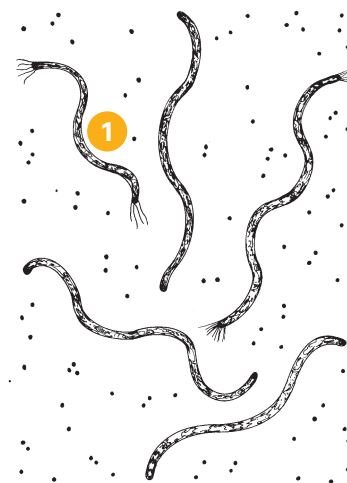


Abb. 8.21: Spirillen mit korkenzieherartiger Zellform (1), Flagellenbüschel zur Fortbewegung nur bei extrem starker Vergrößerung zu sehen

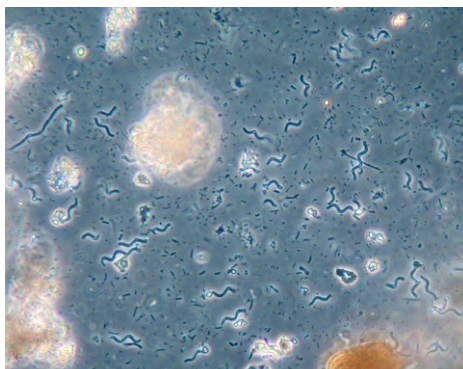


Abb. 8.22: Spirillen, freischwimmend zwischen den Belebtschlammflocken (PH, $100\times$)



Abb. 8.23: *Spirillum*, frei im Medium, schraubenförmige Bewegung (PH)

Mikroskopeinstellung
200 \times , Phasenkontrast,
Dunkelfeld

Durchmesser: $0,5\text{--}1,5\ \mu\text{m}$
Länge: $5\text{--}80\ \mu\text{m}$



Abb. 8.24: Spirillen und freie Bakterien im Freiwasser einer Belebtschlammprobe (PH, $400\times$)



Abb. 8.25: *Spirillum*, stark vergrößert, Schwanzflagellen beidseitig sichtbar (PH, $1.000\times$)

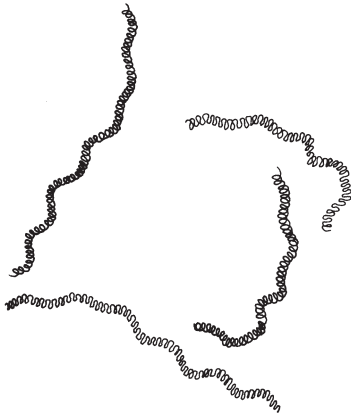


Abb. 8.26: Spirochäten, Bakterienfäden aus jeweils einer Zelle, doppelt gewundene Zellform, dadurch sehr elastisch

8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden

Spirochäten

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ massenhaftes Auftreten deutet auf das Vorhandensein von Sulfiden und hohe NH_4^+-Konzentrationen oder NH_4^+-Stoßbelastungen sowie auf einen instabilen Anlagenbetrieb hin ■ häufiges Vorkommen indiziert O_2-Konzentrationen zwischen 1–2 mg/l sowie ein hohes Schlammalter |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ sehr dünne Fäden, fahrradkettenartige Struktur – ähnlich einer doppelt gewundenen Spiralfeder ■ typische elastische Bewegungen ohne zielgerichtete Ortsveränderung |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ ernähren sich von organischen Substraten ■ einige Arten bevorzugen insbesondere Fettsäuren, Aminosäuren |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ aufgrund der typischen Bewegung und Form leicht zu erkennen |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ Gattung <i>Spirochaeta</i> (streng bis fakultativ anaerob) ist der Gattung <i>Leptospira</i> (streng aerob) optisch sehr ähnlich ■ beide kommen im Belebtschlamm vor, lassen sich aber lichtmikroskopisch nicht voneinander unterscheiden |

Mikroskopeinstellung

200×, Phasenkontrast oder Dunkelfeld

Durchmesser: 0,2–0,75 μm
Länge: 5–200 (500) μm



Abb. 8.27: Spirochät, elastischer Zellfaden (Darstellung neben Fadenbakterium) (PH, 1.000×)

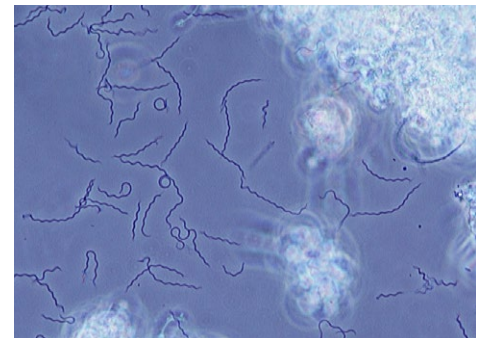


Abb. 8.28: Viele Spirochäten im Freiwasser zwischen Belebtschlammflocken (PH, 400×)

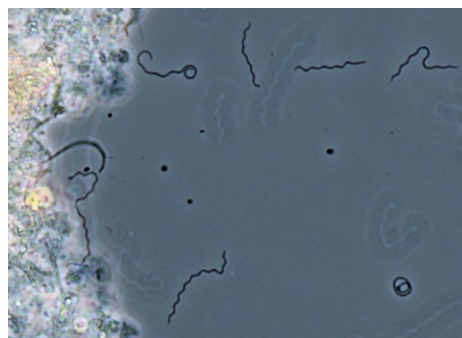


Abb. 8.29: Elastische Bewegung mehrerer Spirochäten (PH, 400×)



Abb. 8.30: Einzelne Spirochäten-Zelle, doppelt gewundene Zellstruktur erkennbar (PH, 1.000×)

8.1 Bakterien, die keine Fäden bilden

Zoogloea spp. (Bäumchenbakterien)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert hohe Schlammbelastung sowie mittlere bis geringe O₂-Konzentrationen (typisch für die Hochlaststufe einer zweistufigen Belebung) Hinweis auf Sulfide und höhere NH₄⁺-Konzentrationen oder NH₄⁺-Stoßbelastungen in der Belebung gegebenenfalls Anzeiger für instabilen Anlagenbetrieb und geringe Säurekapazität bei starkem Aufkommen Hinweis auf Schädigung der Biozönose |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Wuchsform fingerförmig verzweigt (<i>Zoogloea ramigerosa</i>) bis kugelig (<i>Z. filipendula</i>) aus der Schlammflocke wachsende Kolonien von Stäbchenbakterien innerhalb einer Gallerte |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> streng aerobe Form oxidiert überwiegend einfache Kohlenhydrate |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> Artstatus unsicher, möglicherweise handelt es sich jeweils nur um unterschiedliche Wuchsformen kann zur Bildung von sehr großen Schlammflocken führen |

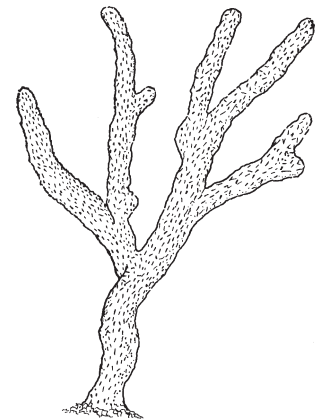


Abb. 8.31: *Zoogloea*, bäumchenartige Kolonieform mit vielen Einzelzellen in einer Schleimhülle

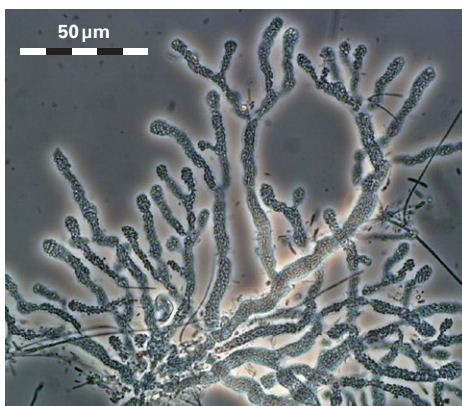


Abb. 8.32: Korallenartiger Wuchs mit deutlichen Verzweigungen der Gallerte (PH, 200x)

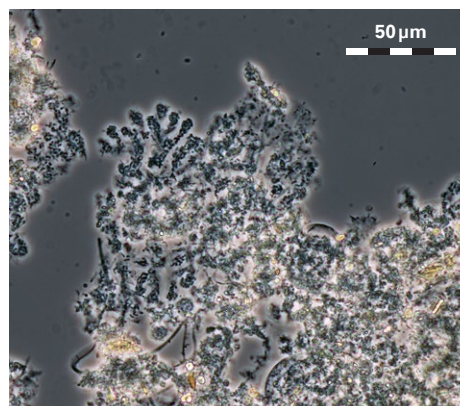


Abb. 8.33: *Zoogloea*, dichte Wuchsform innerhalb einer Belebtschlammflocke (PH, 200x)

Mikroskopeinstellung

Kolonie: 100x, Phasenkontrast oder Dunkelfeld
Einzelzellen: 400x, Phasenkontrast

Größe Einzelzellen:
Durchmesser: 0,5–1 µm
Kolonie: bis mehrere 100 µm



Abb. 8.34: *Zoogloea*, kompakte, gering verzweigte Wuchsform (PH, 400x)

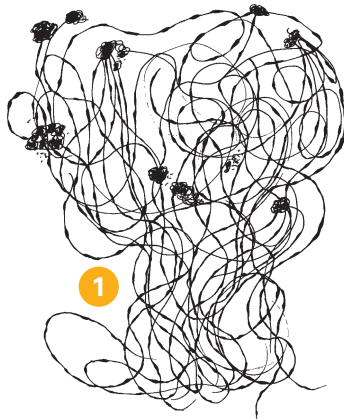


Abb. 8.35: „Spaghetti-artige“ Wuchsform (1) von *Microthrix parvicella*

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

Microthrix parvicella

Funktionsgruppe

■ Niedriglastbakterien

Indikatoreigenschaften

- typisch für niedrig belastete kommunale Anlagen mit Nitrifikation und Denitrifikation, aerober Schlammstabilisierung und hohem Schlammalter
- gefördert durch fett- und tensidhaltiges Abwasser
- begünstigt durch NH_4^+ -Stoßbelastungen (auch Rückbelastungen z. B. aus der Schlammbehandlung)
- gefördert durch Wechsel zwischen belüfteten und unbelüfteten Zonen besonders bei niedrigen O_2 -gehalten in aeroben und/oder langen Aufenthaltszeiten in anoxischen und anaeroben Bereichen

Merkmale

- lange, dünne (0,6–0,8 μm), verknäuelte wachsende Fäden, „Spaghetti-artiges“ Erscheinungsbild (1)
- Gram-positiv
- Neisser-positiv (Polyphosphat-Granula)

Lebensweise,
Ernährung

- aerober Stoffwechsel; Aufnahme von Substrat auch unter anaeroben und anoxischen Bedingungen
- bevorzugt langkettige Fettsäuren als Energiequelle
- benötigt reduzierte Stickstoff- und Schwefelverbindungen (Ammonium, Sulfide)
- hohe Affinität zu Sauerstoff
- hydrophobe Zelloberflächen, dadurch besondere Fähigkeit zum Anheften an Grenzflächen

Auswirkungen,
Bekämpfung

- kann Blähschlamm und vor allem auch Schwimmschlamm und Schaum verursachen
- Schlammalter reduzieren (Erhöhung der B_{TS} -Werte; Ablaufwerte beachten!)
- stärker und/oder länger belüften (anaerobe und anoxische Zeiten kurz halten!)
- Substratgradienten; aerober Selektor vor Belebung
- Einsatz von Aluminium-haltigen Zuschlagsstoffen

Weitere Informationen

- oft gemeinsam mit Typ 0041/0675 und Spirochäten

Fadendurchmesser: < 1 μm

Färbungen:

Gram: positiv

Neisser: positiv (Granula)

Charakteristische Merkmale:

Wuchsform (verknäuelte)

Gram-Färbung

Neisser-Färbung

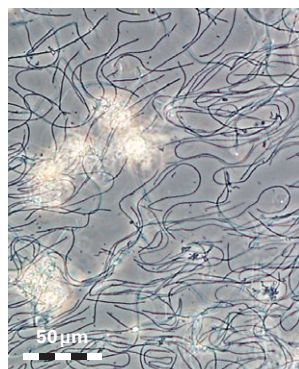


Abb. 8.36: „Spaghetti-artige“ verknäuelte Fäden zwischen den Flocken (PH, 200 \times)

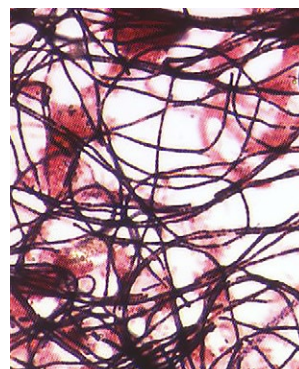


Abb. 8.37: Gram-positiv Farbreaktion, Fäden erscheinen dunkelblau bis violett (HF, 1.000 \times).



Abb. 8.38: Neisser-positiv gefärbte Granula sind deutlich zu erkennen (HF, 1.600 \times).

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

| <i>Nostocoida limicola</i> | |
|-----------------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Niedriglastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ typisch bei unausgeglichener C:N:P-Verhältnis ■ häufig bei leicht abbaubaren Kohlenstoff-Verbindungen (z. B. Nahrungsmittelindustrie) |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ stark gebogene bis verknäuelte Fäden ■ scheibenförmige bis gedrunge-kugelige Zellen unterschiedlicher Größe ■ meist Gram-positiv (manchmal Gram-negativ, z. B. bei Industrie-Abwässern) ■ meist Neisser-positiv (grauviolette Färbung) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ <i>Nostocoida limicola</i> ist eine „Sammelgruppe“, daher gibt es widersprüchliche Literaturangaben aus Reinkulturen und kaum Daten aus Kläranlagen ■ häufig starke Entwicklung im Winter und Frühjahr, im Sommer in geringen Mengen |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ in schwach belasteten Anlagen häufig subdominant vertreten ■ durch geknäueltes Wachstum innerhalb der Flocken eher geringe Bedeutung für das Absetzverhalten ■ dominant in höher belasteten und Industrieanlagen ■ kann aufschwimmen ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen und eventuell anpassen ■ Schlammalter reduzieren (Erhöhung der B_{TS} - Ablaufwerte beachten!) ■ stärker und/oder länger belüften |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> ■ <i>Nostocoida limicola</i> ist eine „Sammelgruppe“ verschiedenster Fadenbakterienarten mit einem ähnlichen äußeren Erscheinungsbild; Gegenmaßnahmen wirken daher nicht in allen Fällen gleich gut |

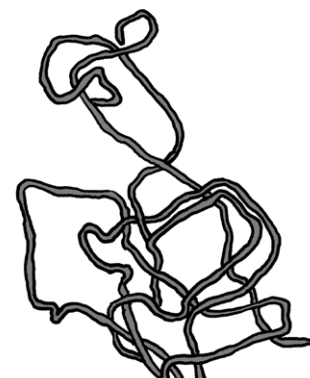


Abb. 8.39 „Verknäuelte“ Wuchsform von *Nostocoida limicola*, häufig innerhalb der Schlammflocken zu finden.

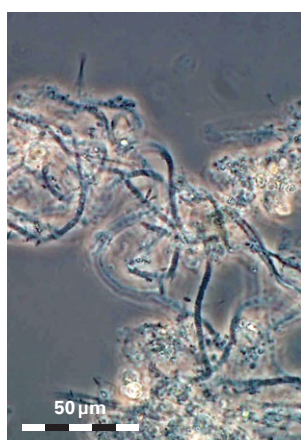


Abb. 8.40: Verknäuelte Fäden sowohl innerhalb als auch zwischen den Flocken (PH, 400x)



Abb. 8.41: Fäden mit unregelmäßig scheibenförmigen Zellen, deutliche Einschnürungen (PH, 1.000x)

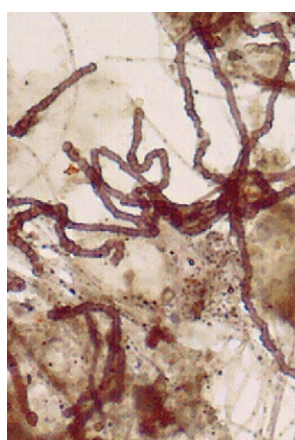


Abb. 8.42: In der Neisser-Färbung kräftig grauviolette Fäden (HF, 1.000x)

Fadendurchmesser:
von < 1 µm bis > 2 µm

Färbungen:
Gram: positiv
Neisser: positiv (grauviolett)

Charakteristische Merkmale:
Wuchsform (verknäuelte)
Zellform (unregelmäßig scheibenförmig)
Neisser-Färbung

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

Typ 0041/0675

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Niedriglastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ sehr häufig in schwach bis mittelbelasteten Anlagen (Nährstoffentfernung) ■ manchmal bei unausgeglichener C:N:P-Verhältnis |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ gerade bis leicht gebogene Fäden mit meist deutlichem Aufwuchs ■ quadratische Zellform, Zellwände deutlich sichtbar (wenn nicht von Aufwuchs überdeckt) ■ Gram-variabel (rot- und blaugefärbte Bereiche) ■ Neisser-negativ |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ bisher wenig bekannt ■ „frisches Substrat“ als Nahrung bevorzugt |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ wirkt sich meist nicht negativ auf den Schlammindex aus ■ wächst in Anlagen mit unbehandeltem Rohabwasser besser als in Anlagen mit Vorklärung ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen und eventuell anpassen |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> ■ in kommunalen Anlagen oft als Begleitfaden vergesellschaftet mit <i>Microthrix parvicella</i> und Spirochäten ■ in industriellen Anlagen manchmal ohne Aufwuchs |

Fadendurchmesser:

Typ 0041 > 1 µm

Typ 0675 < 1 µm

Färbungen:

Gram: variabel

Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Position zur Flocke (häufig in den Randbereichen sichtbar)

Aufwuchs (meist stark)

Zellform (Zellwände sichtbar)

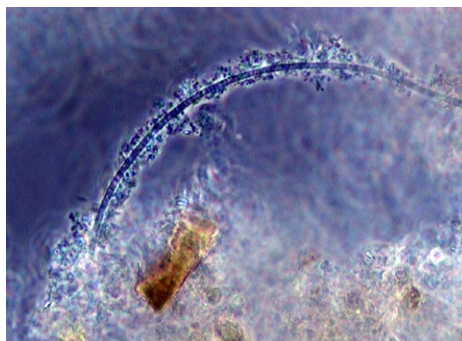


Abb. 8.43: Faden mit meist starkem Aufwuchs anderer Bakterien (PH, 400x)



Abb. 8.44: Quadratische Zellform mit erkennbaren Zellwänden (PH, 1.000x)

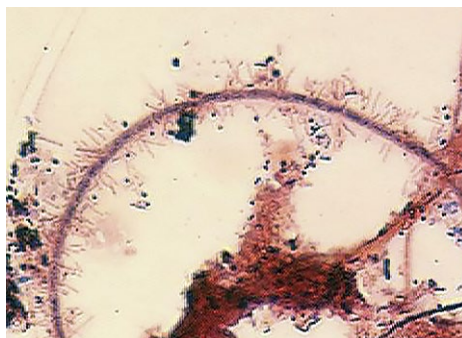


Abb. 8.45: Gram-variablen Farbreaktion, blauviolette und rote Bereiche in einem Faden (HF, 1.600x)

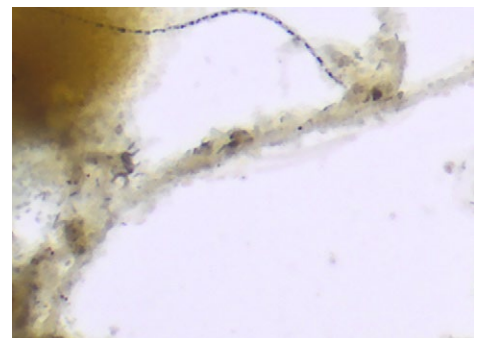


Abb. 8.46: In der Neisser-Färbung negativer Faden (HF, 1.000x)

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

| Typ 0092 | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> Niedriglastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> vor allem in schwach belasteten Anlagen mit hohem Schlammalter unausgeglichenes C:N:P-Verhältnis Sauerstoff-Defizite |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> gerade, meist kurze Filamente, die aus den Flocken ragen oft innerhalb der Flocken (wird in ungefärbten Präparaten häufig übersehen) Fadendurchmesser < 1 µm, aber dennoch deutlich kräftiger als <i>Haliscomenobacter hydrossis</i> Neisser-Färbung positiv (graublau) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> bisher wenig bekannt Stickstoff und Schwefel können in reduzierter und oxidierter Form genutzt werden wird durch höhere Temperaturen > 15 °C begünstigt |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> wirkt sich meist nicht negativ auf den Schlammindex aus lediglich in Industrieanlagen mit Überschuss an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen kann es zu Massenwachstum kommen C:N:P-Verhältnis überprüfen und gegebenenfalls anpassen |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> tritt oft gemeinsam mit <i>Microthrix parvicella</i> und Typ 0041/0675 auf |

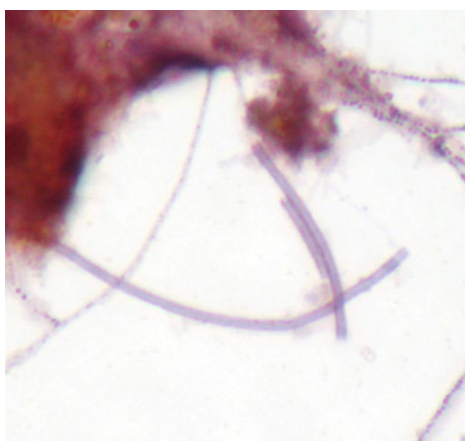


Abb. 8.47: In der Neisser-Färbung sehr typisch transparent graublau gefärbt (Neisser-positiv) (HF, 1.000×).

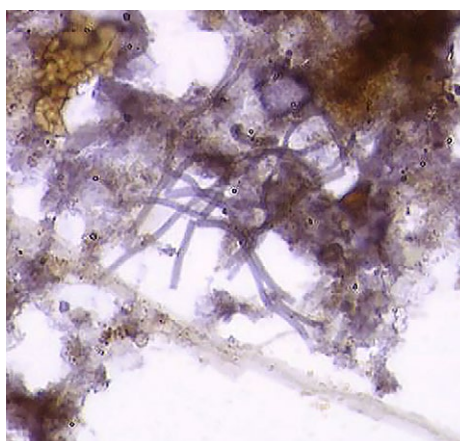


Abb. 8.48: Typ 0092 wächst hauptsächlich innerhalb der Flocke (HF, 1.600×).

Fadendurchmesser:
< 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: positiv (graublau)

Charakteristische Merkmale:
Wuchsform (kurz, oft in der Flocke wachsend)
Neisser-Färbung (graublau)

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

Typ 0581

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | ■ Niedriglastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | ■ keine gesicherten Daten bekannt |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Wuchsform sieht <i>Microthrix parvicella</i> sehr ähnlich, Gram-Färbung jedoch negativ ■ Fadendurchmesser dünner als bei <i>Microthrix parvicella</i> |
| Lebensweise, Ernährung | ■ keine gesicherten Daten bekannt |
| Auswirkungen, Bekämpfung | ■ keine gesicherten Daten bekannt |
| Weitere Informationen | ■ Typ 0581 kann in ungefärbten Präparaten mit <i>Microthrix parvicella</i> verwechselt werden |

Fadendurchmesser:
< 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
Wuchsform (verknäuelte)
Gram-Färbung
Fadendurchmesser (deutlich < 1µm)

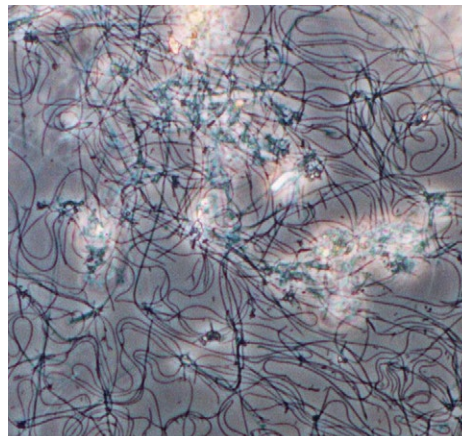


Abb. 8.49: „Spaghetti-artig“ verknäuelte Wuchsform, im LP leicht mit *Microthrix parvicella* zu verwechseln (PH, 400x).



Abb. 8.50: Durch Gram-negative Farbreaktion eindeutig von *Microthrix parvicella* zu unterscheiden (HF, 1.600x).



Abb. 8.51: Sehr dünner Faden mit kleinerem Durchmesser als *Microthrix parvicella* (PH, 400x)

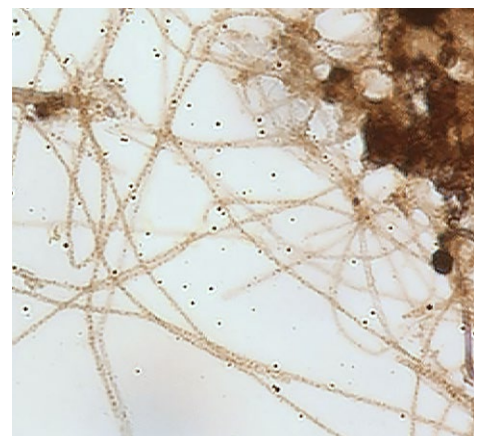


Abb. 8.52: Auch in der Neisser-Färbung reagieren die Fäden negativ (HF, 1.600x).

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

Typ 0803

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | ■ Niedriglastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | ■ hohes Schlammalter ■ Sauerstoff-Defizite ■ toleriert hohe Chlorid-Konzentrationen |
| Merkmale | ■ Zellwände (Septen) sehr deutlich sichtbar ■ gerade bis leicht gebogene, meist kurze Fäden, die aus den Flocken ragen |
| Lebensweise, Ernährung | ■ keine gesicherten Erkenntnisse |
| Auswirkungen, Bekämpfung | ■ wirkt sich meist nicht negativ auf den Schlammindex aus ■ Belüftung verstärken |



Abb. 8.53: Gerade bis leicht gebogene Fäden mit deutlich sichtbaren Zellwänden (PH, 1.000x)

Fadendurchmesser:

< 1 µm

Färbungen:

Gram: negativ

Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Wuchsform

Zellwände (deutlich sichtbar)

8.2.1 Bakterien, die Fäden bilden | Niedriglastbakterien

Typ 1851

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | ■ Niedriglastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | ■ vor allem in unterbelasteten Anlagen mit Temperaturen unter 15 °C im Belebungsbecken und einem hohen Schlammalter über 20 Tage |
| Merkmale | ■ sehr starker Aufwuchs ■ gerade bis gebogene, dünne Fäden (< 1 µm) ■ Gram-positiv (hellblau) ■ in Bündeln wachsend |
| Lebensweise, Ernährung | ■ keine gesicherten Erkenntnisse |
| Auswirkungen, Bekämpfung | ■ in kommunalen Anlagen meist nur vereinzelt ■ starker Aufwuchs trägt oft zum Flockengerüst bei ■ ist daher nur selten für erhöhten Schlammindex verantwortlich |

Fadendurchmesser:

< 1 µm

Färbungen:

Gram: positiv (hellblau)

Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Starker Aufwuchs

Wuchsform in Bündeln

Gram-Färbung



Abb. 8.54: Fäden wachsen häufig in Bündeln und zeigen charakteristischen Aufwuchs (PH, 1.000×).

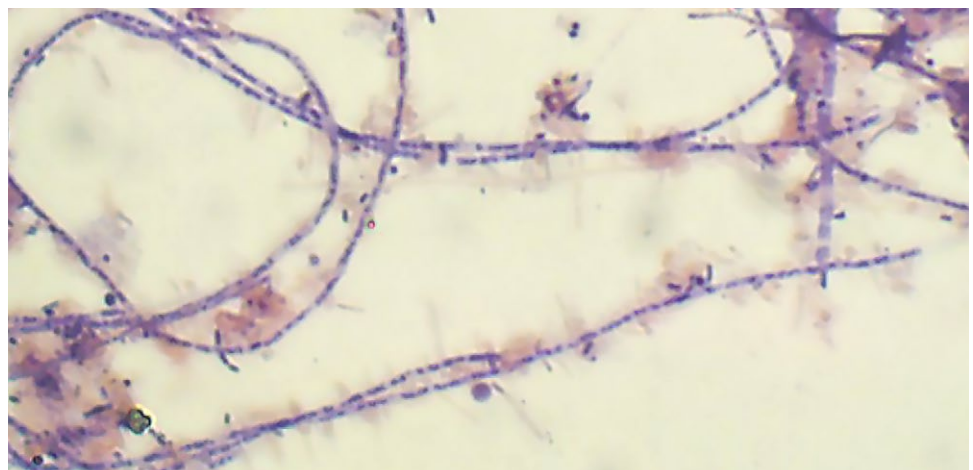


Abb. 8.55: In der Gram-Färbung schwach positiv, Fäden erscheinen hellblau (HF, 1.000×).

8.2.2 Bakterien, die Fäden bilden | Hochlastbakterien

Haliscomenobacter hydrossis

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Hochlastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ meist in Anlagen mit Überschuss an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen (unausgeglichenes C:N:P-Verhältnis), Stoßbelastungen und Sauerstoffmangel ■ hohe Stickstoffgehalte im Zulauf sowie P-Mangel fördern das Wachstum |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ ragt nadelartig aus den Flocken ■ sehr dünne (0,3–0,4 µm), gerade, kurze Fäden |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ Temperaturoptimum zwischen 20 und 27 °C ■ anorganische Stickstoffquellen wie Ammonium und Nitrat werden zwar genutzt, organische Stickstoffverbindungen jedoch bevorzugt |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ tritt in kommunalen Anlagen meist nur vereinzelt auf und trägt dort selten zu hohem SchlammindeX bei ■ kann in Industrieanlagen und kommunalen Anlagen mit hohem Anteil an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen (z. B. aus der Lebensmittelverarbeitung) zu Blähschlamm führen; betrifft neben Molkereianlagen vor allem Anlagen mit hohem Stickstoffgehalt im Abwasser z. B. aus der Fleisch- und Geflügelindustrie oder aus Brauereien ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen, eventuell ausgleichen ■ stärker und/oder länger belüften ■ Herkunft hoher organischer Belastung ermitteln, gegebenenfalls Vorbehandlung mit Verursacher erörtern ■ Substratgradient einrichten |

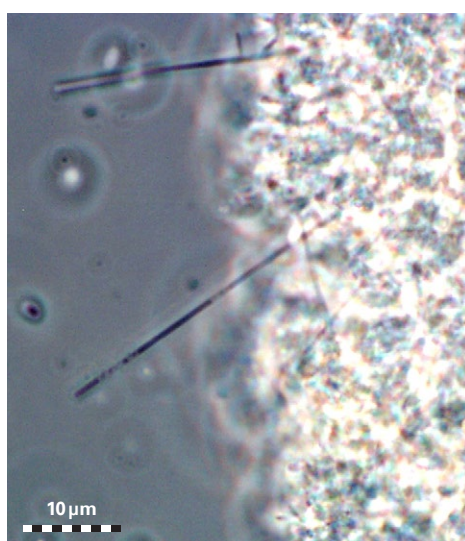


Abb. 8.56: Gerader, sehr dünner Faden, der nadelartig aus der Flocke herauswächst (PH, 1.000×).

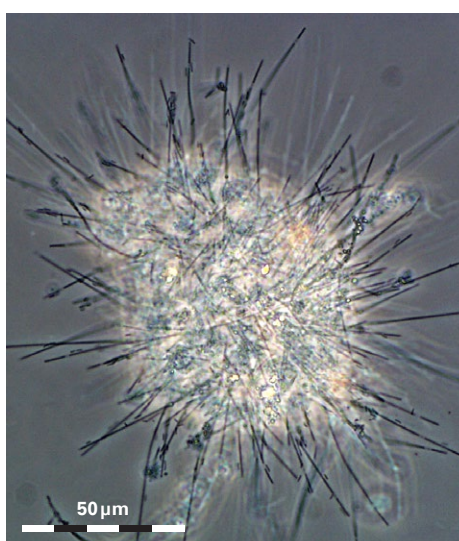


Abb. 8.57: Bei starkem Vorkommen der Fäden können die Flocken nadelkissenartig bewachsen sein (PH, 100×).

Fadendurchmesser: < 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
Gerade, nadelartige Wuchsform
Fadendurchmesser (sehr dünn)

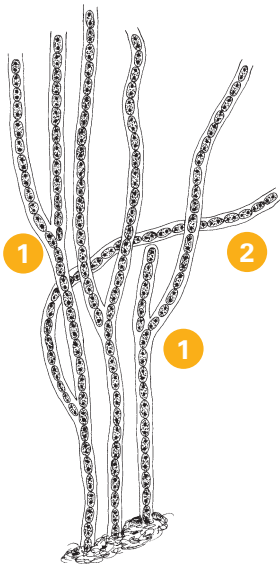


Abb. 8.58: *Sphaerotilus natans*, fadenförmiger Wuchs (2) innerhalb einer Scheide mit unechten Verzweigungen (1)

8.2.2 Bakterien, die Fäden bilden | Hochlastbakterien

Sphaerotilus natans

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Hochlastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ leicht abbaubare Kohlenstoffverbindungen ■ Stoßbelastungen ■ Sauerstoffmangel oder starke Sauerstoffzehrung ■ angefaultes Abwasser ■ unausgeglichenes C:N:P-Verhältnis |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Scheinverzweigungen (1) ■ stäbchenförmige Zellen innerhalb einer Scheide (2) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ hohe Sauerstoffaffinität ■ breites Substratverwertungsspektrum ■ als Stickstoffquelle Ammonium und Nitrat in höheren Konzentrationen ■ durch die Fähigkeit, Reservestoffe zu produzieren, gut an hohe Substratkonzentrationen, wie etwa bei Stoßbelastungen, angepasst ■ Bildung von Reservestoffen wird durch Stickstoff- und Sauerstoffmangel gefördert |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ aufgrund der hohen Sauerstoffaffinität durch sauerstoffarme Bedingungen bei gleichzeitig hoher Belastung selektiert ■ Zulauf vergleichmäßigen ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen und eventuell anpassen ■ stärker und/oder länger belüften ■ Herkunft hoher organischer Belastung ermitteln und Vorbehandlung beim Verursacher erörtern ■ Vorfällung in Betracht ziehen ■ Substratgradient einrichten |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> ■ auch als „Abwasserpilz“ bekannt |

Fadendurchmesser: > 1 µm

Färbungen:

Gram: negativ

Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Wuchsform (Scheinverzweigungen)

Scheide



Abb. 8.59: Scheinverzweigte Fäden wachsen aus der Flocke heraus (PH, 200×).



Abb. 8.60: Bei stärkerer Vergrößerung ist die Scheinverzweigung deutlich zu erkennen (PH, 1.000×).

8.2.2 Bakterien, die Fäden bilden | Hochlastbakterien

| Typ 021N | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Hochlastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ zeigt Ammonium-/organische Stoßbelastungen an ■ wird besonders gefördert bei Wechsel zwischen sehr geringer und sehr starker Belastung ■ oft bei angefaultem Abwasser (reduzierte S-Verbindungen, organische Säuren), O₂-Defiziten, hoher O₂-Zehrung durch leicht abbaubare C-Verbindungen (Getränke-/Lebensmittelverarbeitung) ■ unausgeglichene Nährstoffverhältnisse (N- oder P-Mangel) fördern Wachstum |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ sehr kräftige, lange Fäden ■ Zellform variabel, von scheibenförmig (meistens) bis fast quadratisch oder stäbchenförmig (1) ■ Zellwände (Septen) deutlich sichtbar, mit Einschnürungen ■ manchmal mit einzelnen Schwefeleinlagerungen (werden im Schwefeltest nicht verstärkt) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ reduzierte Schwefelverbindungen (Sulfide) können als elementarer Schwefel in kleinen, lichtbrechenden Granula eingelagert werden ■ verwertet verschiedenste Substrate ■ Stickstoffquelle: Aminosäuren und Ammonium (kann kein Nitrat verwerten) |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ kann extrem starken Bläschlamm verursachen, daher bei zu erwartendem Vorkommen regelmäßig mikroskopieren und frühzeitig gegensteuern ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen und gegebenenfalls anpassen; eventuell Vorfällung in Betracht ziehen ■ stärker und/oder länger belüften (Reinsauerstoff?) ■ Herkunft leicht abbaubaren Abwassers ermitteln, Vorbehandlung beim Verursacher erörtern ■ Substratgradient einrichten |

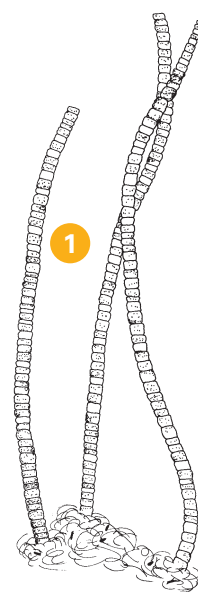


Abb. 8.61: Unterschiedliche Zellformen (1) mit deutlich sichtbaren Einschnürungen an den Zellwänden sind charakteristisch für Typ 021N.



Abb. 8.62: Schwefeleinlagerungen als kleine, lichtbrechende Granula zu erkennen (PH)

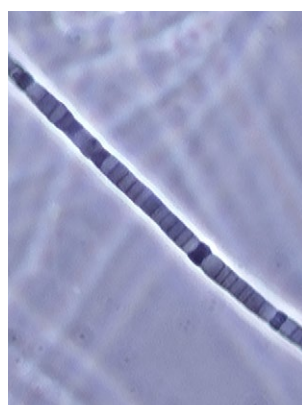


Abb. 8.63: Unterschiedliche Zellformen und charakteristische Einschnürungen (PH)

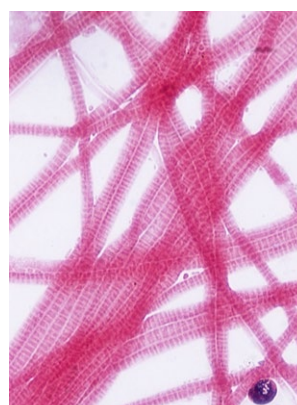


Abb. 8.64: Gram-negative Färbereaktion, Fäden erscheinen hellrot (HF, 1.000×).

Fadendurchmesser: > 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
Wuchsform (lange Fäden)
Fadendurchmesser (1,5–2 µm)
Zellform (verschieden in einem Faden)
Zellwände (sichtbar mit Einschnürungen)

8.2.2 Bakterien, die Fäden bilden | Hochlastbakterien

Typ 0961

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Hochlastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ meist in Anlagen mit Überschuss an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen (unausgeglichenes C:N:P-Verhältnis), Stoßbelastungen und Sauerstoffmangel oder hoher Sauerstoff-Zehrung |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ kräftige Fäden (Durchmesser > 1 µm) mit deutlich sichtbaren Zellwänden (Septen) ■ ähnlich <i>Thiothrix</i>, Zellen enthalten jedoch keine Schwefelgranula; Schwefeltest negativ |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ aerober Organismus, der auch fakultativ anaerob wachsen kann ■ als Stickstoffquelle Aminosäuren und Proteine |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ tritt in kommunalen Anlagen meist nur vereinzelt auf, trägt daher selten zu hohem Schlammindex bei ■ eher typisch für Anlagen mit erhöhtem Anteil an leicht abbaubarem Industrieabwasser (z. B. Lebensmittelindustrie) ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen, eventuell ausgleichen ■ stärker und/oder länger belüften ■ Herkunft hoher organischer Belastung ermitteln, gegebenenfalls Vorbehandlung mit Verursacher erörtern |

Fadendurchmesser: > 1 µm

Färbungen:

Gram: negativ

Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Wuchsform

Zellwände (Septen)

keine Schwefeleinlagerungen

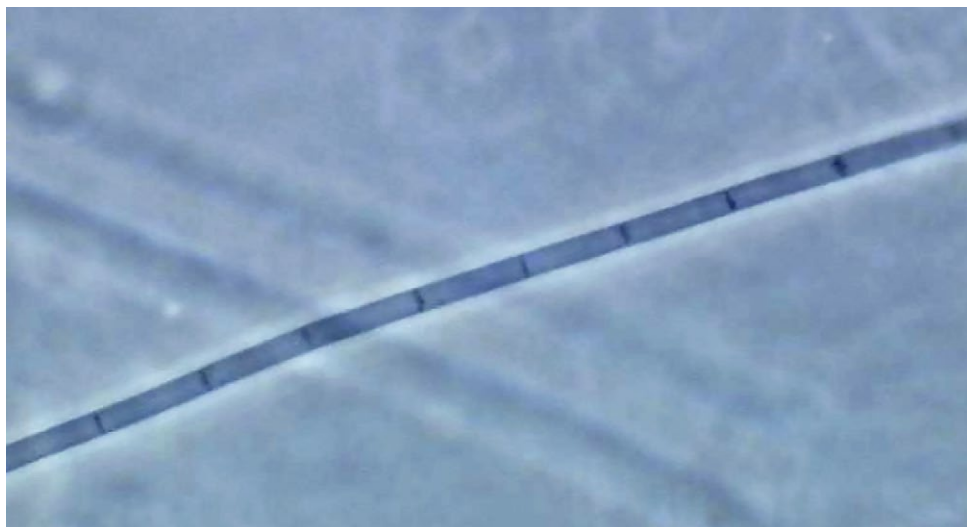


Abb. 8.65: Transparenter Faden mit deutlich sichtbaren Zellwänden (PH, 1.000x)

8.2.2 Bakterien, die Fäden bilden | Hochlastbakterien

Typ 1701

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Hochlastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Stoßbelastungen ■ oft in Anlagen mit Überschuss an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen (unausgeglichenes C:N:P-Verhältnis) und Sauerstoffmangel ■ begünstigt durch Abwässer mit hohem Gehalt an Kohlenhydraten oder Stärke |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ gerade bis gebogene, sehr dünne Fäden (< 1 µm) (1) ■ oft etwas Aufwuchs (2) ■ stäbchenförmige Zellen ■ Scheide (vor allem am Fadenende sichtbar) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ an die Verwertung von hochmolekularen Kohlenhydraten wie Stärke angepasst ■ als Stickstoffquelle organische Verbindungen, aber auch Ammonium ■ bildet Reservestoffe ■ wird durch höhere Temperaturen > 15 °C begünstigt |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ tritt in kommunalen Anlagen meist nur vereinzelt auf und trägt daher dort nur selten zu hohem Schlammindex bei ■ in Anlagen der Lebensmittelverarbeitung können dagegen hohe Schlammindizes erreicht werden ■ wenn möglich, Stoßbelastungen vermeiden (z. B. interne Rückbelastung vergleichmäßigen) ■ C:N:P-Verhältnis überprüfen und eventuell ausgleichen ■ stärker und/oder länger belüften |

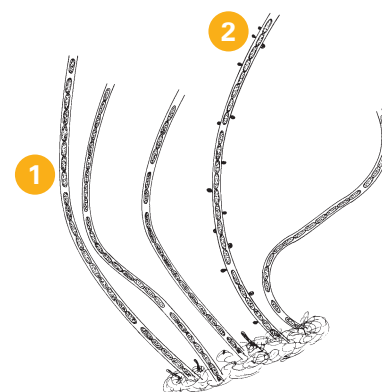


Abb. 8.66: Dünne, meist gerade Fäden **(1)** mit stäbchenförmigen Zellen und gut zu erkennender Scheide; oft findet sich Aufwuchs einzelner Bakterien auf den Fäden **(2)**.



Abb. 8.67: Stäbchenförmige Zellen in einer Scheide (PH, 1.000x)

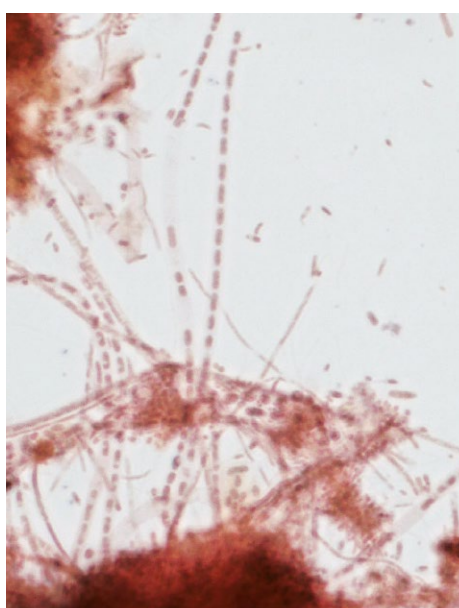


Abb. 8.68: Gram-negative Farbreaktion (HF, 1.000x)

Fadendurchmesser: < 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
Wuchsform (gerade, sehr dünn)
Zellform (Stäbchen in Scheide)

8.2.2 Bakterien, die Fäden bilden | Hochlastbakterien

Typ 1863

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | ■ Hochlastbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ angefaultes Abwasser ■ niedrige O₂-Konzentrationen ■ niedriges Schlammalter |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ „kettenförmige“ Fäden ■ kugel- bis stäbchenförmige Zellen, stellenweise versetzt angeordnet ■ dünne Fäden (< 1 µm) |
| Lebensweise, Ernährung | ■ keine gesicherten Erkenntnisse |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ tritt in kommunalen Anlagen meist nur vereinzelt auf, trägt daher selten zu hohem Schlammindex bei ■ stärker und/oder länger belüftet ■ Rohabwasser im Kanalsystem „frisch“ halten |
| Weitere Informationen | ■ ist häufig im Rohabwasser enthalten |

Fadendurchmesser: < 1 µm

Färbungen:

Gram: negativ (manchmal positiv)

Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Zellform

Wuchsform in kurzen Ketten

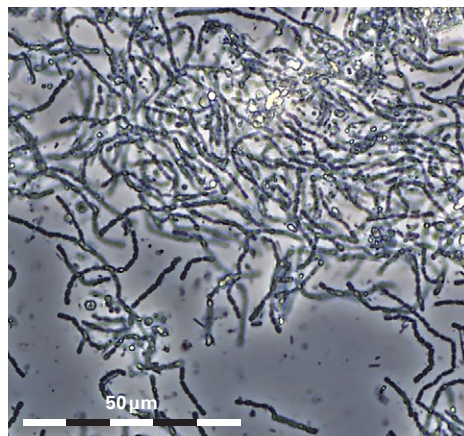


Abb. 8.69: Dichtes Vorkommen von Typ 1863 (PH, 400×)



Abb. 8.70: Stäbchenförmige Zellen sind kettenartig aneinandergereiht (PH, 1.000×).

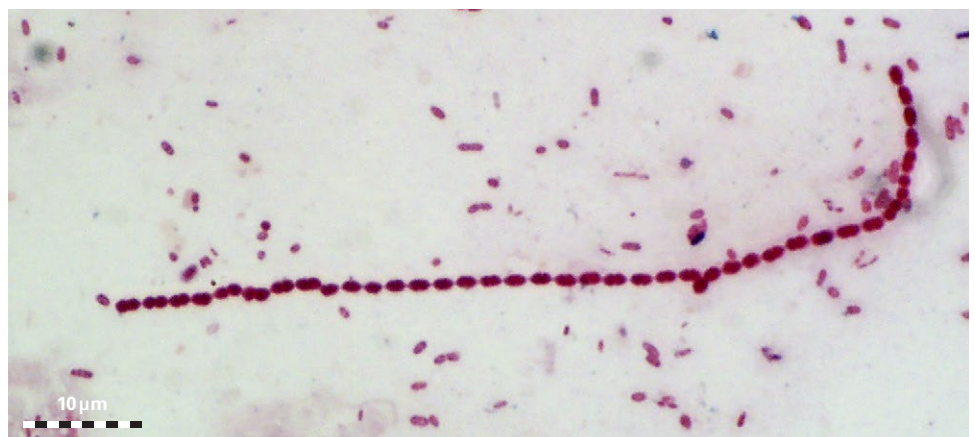


Abb. 8.71: Gram-negative Farbreaktion (HF, 1.000×)

8.2.3 Bakterien, die Fäden bilden | Schwefelbakterien

Beggiatoa spp.

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Schwefelbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ meist in Anlagen mit angefaultem Abwasser (Eintrag reduzierter Schwefelverbindungen, organischer Säuren aus Kanalisation) oder Anlagen mit anaeroben Zonen, O₂-Defiziten oder hoher O₂-Zehrung |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ beweglich (gleitende Bewegung) ■ Fäden enthalten kleine, stark lichtbrechende Schwefeleinlagerungen |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ durch niedrige O₂-Konzentrationen, Schwefelwasserstoff, Sulfide und Thioharnstoff gefördert ■ bei Vorhandensein reduzierter Schwefelverbindungen (Sulfide) wird elementarer Schwefel als Speicherstoff in Form kleiner, lichtbrechender Granula in den Zellen eingelagert |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ tritt in kommunalen Anlagen nur vereinzelt auf und trägt daher selten zu hohem Schlammindex bei ■ kann in Anlagen mit hohem Anteil leicht abbaubarer Kohlenstoffverbindungen (z. B. aus der Lebensmittelverarbeitung) zu Blähschlamm führen ■ Belüftung überprüfen und eventuell verstärken oder Belüftungszeiten verlängern ■ Herkunft angefaulten Abwassers ermitteln/Rohabwasser im Kanalsystem „frisch“ halten |

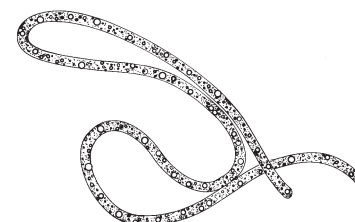


Abb. 8.72: *Beggiatoa* spp. ist aufgrund seiner Beweglichkeit und den Schwefeleinlagerungen eindeutig bestimmbar.



Abb. 8.73: Lange biegsame Fäden mit stark ausgebildeten Schwefelgranula (PH, 200×)

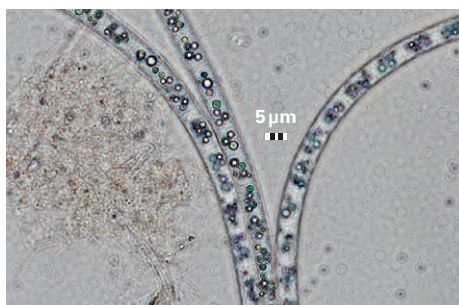


Abb. 8.74: Schwefeleinlagerungen sind als kugelige Granula zu erkennen (HF, 1.000×).

Fadendurchmesser: > 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
gleitende Bewegung
Schwefeleinlagerungen in vivo

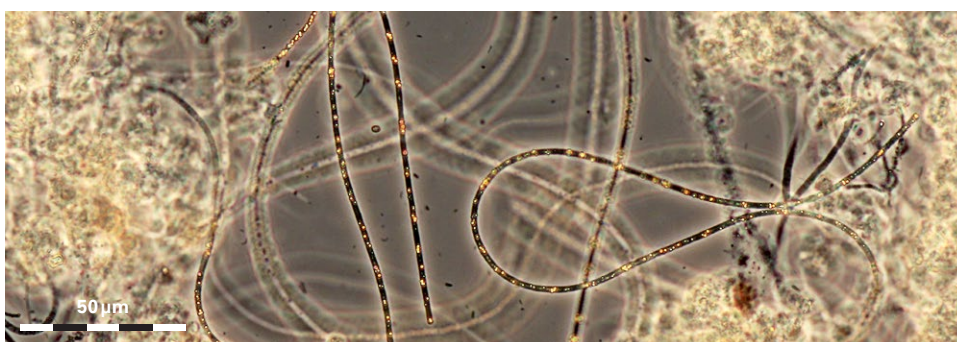


Abb. 8.75: Durch die stark lichtbrechenden Schwefelgranula sind die Fäden zwischen den Flocken leicht zu identifizieren (PH, 400×).

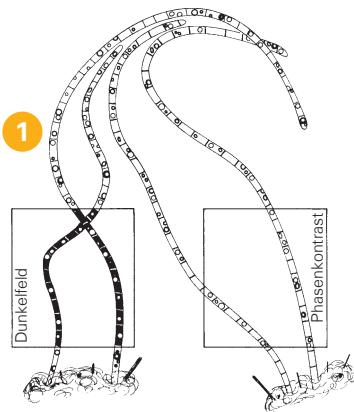


Abb. 8.76: *Thiothrix* spp., schematische Ansicht der Phasenkontrast-, Dunkelfeld- und Hellfeld-Einstellung

8.2.3 Bakterien, die Fäden bilden | Schwefelbakterien

Thiothrix spp.

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Schwefelbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ gern in angefaultem Abwasser (mit Eintrag reduzierter Schwefelverbindungen, organischer Säuren) ■ oft auch in Anlagen mit anaeroben Zonen, O₂-Defiziten oder hoher O₂-Zehrung durch leicht abbaubare organische Kohlenstoffverbindungen |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Fäden enthalten kleine, stark lichtbrechende Schwefeleinlagerungen (1) ■ Schwefeleinlagerung wird im Schwefeltest verstärkt ■ nicht beweglich ■ deutlich sichtbare Zellwände (Septen) ohne Einschnürungen |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ angepasst an niedrige Sauerstoffbedingungen ■ gewinnen Energie aus reduzierten Schwefelverbindungen wie Sulfiden oder auch Thiosulfaten ■ organische Säuren werden als Kohlenstoff- und Energiequelle bevorzugt ■ liegen reduzierte Schwefelverbindungen (Sulfide) vor, wird elementarer Schwefel als Speicherstoff in den Zellen eingelagert (kleine, lichtbrechende Granula) |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ Belüftung überprüfen und gegebenenfalls verstärken oder Belüftungszeiten verlängern ■ Herkunft angefaulten Abwassers ermitteln und dann Vorbehandlung beim Verursacher erörtern ■ Rohabwasser im Kanalsystem „frisch“ halten |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> ■ im Rohabwasser sind mehrere <i>Thiothrix</i>-Fäden oft in Rosetten-Form verbunden ■ ältere Zellkulturen können auch frei von Schwefelgranula sein |

Fadendurchmesser: 0,5–1,5 µm

Färbungen:

Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:

Schwefeleinlagerung,
im Schwefeltest verstärkt

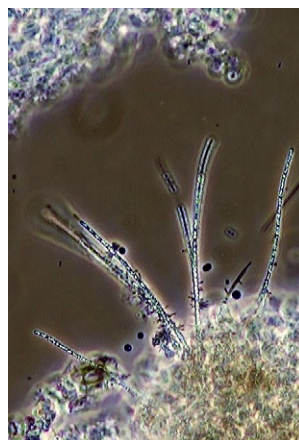


Abb. 8.77: Fäden mit deutlich verstärkter Schwefeleinlagerung nach S-Test (PH, 400x)

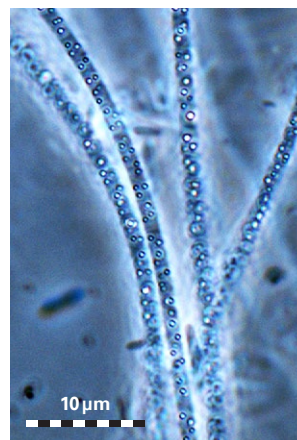


Abb. 8.78: Charakteristische Schwefelgranula nach S-Test (PH)

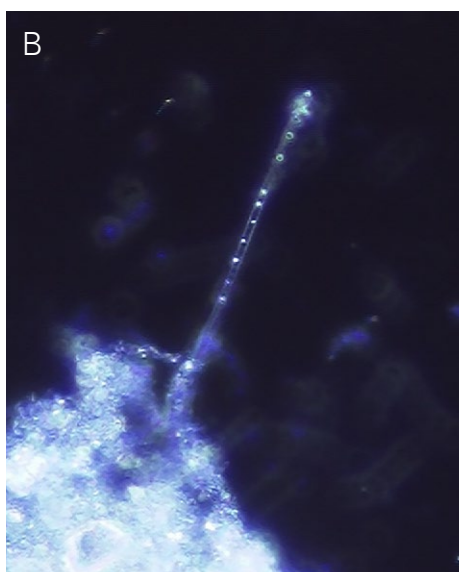


Abb. 8.79: Eine rosettenartige Wuchsform der Fäden deutet auf eine Herkunft aus dem Zulauf (PH, 1.000x).

8.2.3 Bakterien, die Fäden bilden | Schwefelbakterien

Typ 0914

| | |
|--------------------------|---|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Schwefelbakterien |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ angefaultes Abwasser durch leicht abbaubare Kohlenstoffverbindungen ■ Sauerstoffmangel ■ hohes Schlammalter |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ ähnlich Typ 0803, Zellen enthalten jedoch wenige, kleine Schwefelgranula ■ Durchmesser < 1 µm ■ Gram-positiv |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ bei Vorhandensein reduzierter Schwefelverbindungen (Sulfide) wird elementarer Schwefel als Speicherstoff in Form kleiner, lichtbrechender Granula in den Zellen eingelagert |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ wirkt sich meist nicht negativ auf den Schlammindex aus ■ Belüftung verstärken |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> ■ Typ 0914 tritt nur selten in kommunalen Belebtschlämmen auf |



Fadendurchmesser:
< 1 µm

Färbungen:
Gram: positiv
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
Wuchsform
Fadendurchmesser
Schwefeleinlagerungen

Abb. 8.80: Dünne gerade Fäden, an den Flockenrändern wachsend, mit vereinzelt Schwefeleinlagerungen, die in der DunkelfeldEinstellung (B) besonders gut zu erkennen sind (A: PH, 400x und B: DF, 400x).

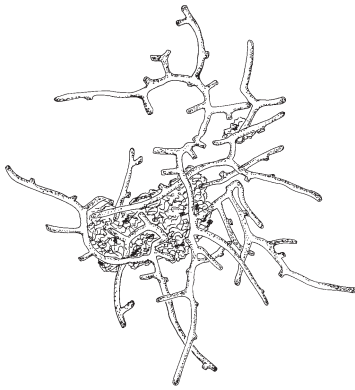


Abb. 8.81: Nocardioforme Actinomyceten sind eindeutig an ihren „hirschgeweiartigen“ Verzweigungen zu erkennen; sie können die Flocke durchdringen oder auch zwischen den Flocken wachsen.

8.2.4 Bakterien, die Fäden bilden | Sonstige

Nocardioforme Actinomyceten

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> ■ Fadenbakterien unabhängig von Schlammbelastung |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ stark Fett- und Tensid-haltiges Abwasser ■ hohes Schlammalter ■ leicht abbaubare organische Stoffe |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ kurze, verzweigte Fäden („hirschgeweiartig“) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ bevorzugt partikuläre, noch nicht hydrolysierte Fette ■ auch andere hydrophobe und oberflächenaktive Abwasserinhaltsstoffe begünstigen das Wachstum ■ hydrophobe Zelloberflächen, dadurch besondere Fähigkeit zum Anheften an Grenzflächen ■ höhere Temperatur förderlich |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> ■ bilden Schwimmschlamm; die Fäden sind daher überwiegend im auftriebenden Schlamm enthalten, weniger im durchmischten Schlamm ■ stärkere Belüftung als Gegenmaßnahme nicht geeignet, steigert Tendenz des Schlammes zum Aufschwimmen ■ organische Belastung der Anlage nicht wesentlich für das Vorkommen; ausschlaggebend ist die Fettbelastung des Abwassers ■ Rückführung von Schwimmschlamm aus der Nachklärung in den Rücklaufschlamm vermeiden, sonst immer wieder Animpfung des Systems ■ bei Eintrag von Schwimmschlamm in den Faulbehälter können Schaumprobleme auftreten ■ Schlammalter reduzieren (B_{TS}-Ablaufwerte!) ■ Ursache Fett-Belastung ermitteln, Vorbehandlung beim Verursacher erörtern (Fettabscheider!) ■ Einsatz von Aluminium-haltigen Zuschlagsstoffen |
| Weitere Informationen | <ul style="list-style-type: none"> ■ bilden eine Sammelgruppe aus mehr als 20 verschiedenen Fadenbakterien-Arten |

Fadendurchmesser: < 1 μm

Färbungen:

Gram: positiv

Neisser: negativ, manchmal positiv

Charakteristische Merkmale:

Wuchsform (echt verzweigt)

Gram-Färbung

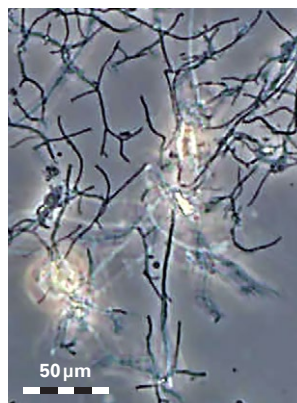


Abb. 8.82: Fäden bilden bei starker Verbreitung netzähnliche Strukturen (PH, 100 \times).

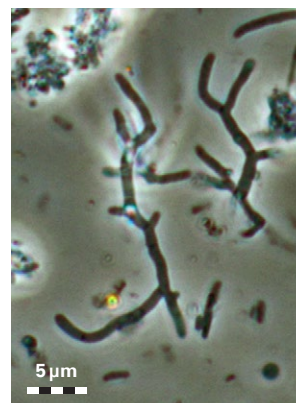


Abb. 8.83: Kurze Fäden mit echten, hirschgeweiartigen Verzweigungen (PH, 400 \times)

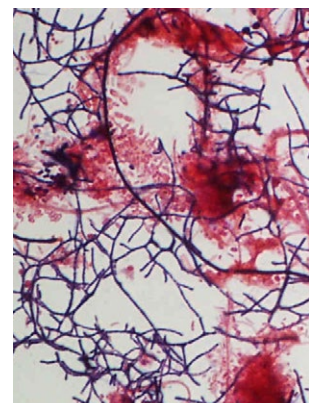


Abb. 8.84: Gram-positive dunkelblaue bis violette Färbereaktion (HF, 1.000 \times)

8.2.4 Bakterien, die Fäden bilden | Sonstige

Flexibacter spp.

| | |
|--------------------------|--|
| Funktionsgruppe | <ul style="list-style-type: none"> keiner Gruppe zugeordnet |
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> keine spezifische Indikation, da zu wenig gesicherte wissenschaftliche Erkenntnisse vorliegen Vorkommen oft in Anlagen mit leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen und angefaultem Abwasser |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> beweglich (sehr flexibel) sehr dünne Fäden (0,5–0,8 µm) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> fakultativ anaerobe Bakterien bevorzugt leicht abbaubare Kohlenhydrate, kann aber auch z. B. Chitin abbauen kann N₂O reduzieren |
| Auswirkungen, Bekämpfung | <ul style="list-style-type: none"> bisher keine Problemfälle durch <i>Flexibacter</i> bekannt |



Fadendurchmesser:
< 1 µm

Färbungen:
Gram: negativ
Neisser: negativ

Charakteristische Merkmale:
gleitende Bewegung (flexibel)

Abb. 8.85: *Flexibacter* spp. bildet sehr dünne, extrem flexible, bewegliche Fäden (PH, 1.000x).

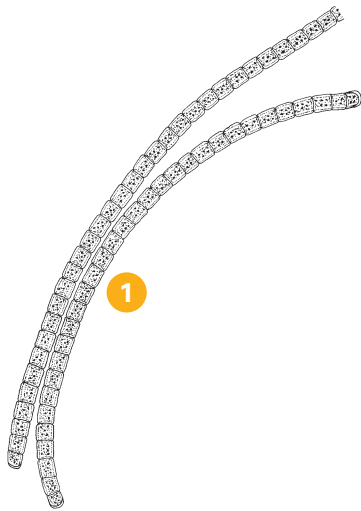


Abb. 8.86: *Oscillatoria* spp., zwei kräftige Fäden mit quadratisch bis rechteckigen Zellen; die Fadenenden sind typischerweise abgerundet.

Mikroskopeinstellung
400x, Hellfeld

Länge: 300–1.000 µm
Breite: 5–6 µm, sogar bis 60 µm (*Oscillatoria princeps*)

8.3 Cyanobakterien (Blaualgen)

Fädige Cyanobakterien (autotrophe Organismen)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ ohne Indikatorfunktion (können bei Starkregen mit Fremdwasser eingespült werden) |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Fäden mit mehr oder weniger deutlichen Zellwänden ■ Zellen scheibenförmig bis quadratisch (1) ■ Farbe zartblau, blaugrün, olivgrün bis grau-braun ■ Pendel- oder Kriechbewegungen möglich |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ autotrophe Organismen, die Photosynthese betreiben |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ nur schwach gefärbte Organismen, daher Farbe im Hellfeldverfahren prüfen ■ können mit Fadenbakterien verwechselt werden (aber wesentlich breiterer Zell-Durchmesser) |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ Cyanobakterien wurden auch „Blaualgen“ genannt; da sie keinen Zellkern besitzen, stehen sie aber den Bakterien systematisch näher |

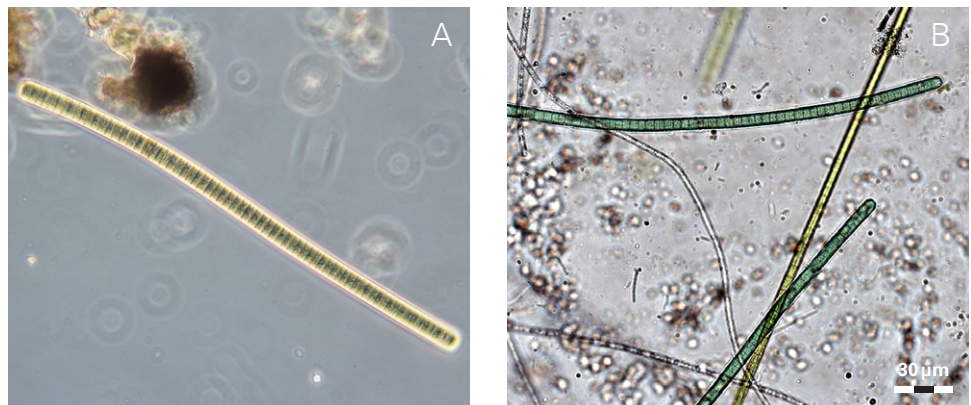


Abb. 8.87: Einzelzellen sind innerhalb des Fadens mit Zellwänden deutlich voneinander abgegrenzt, die beweglichen Fäden sind meist grünlich, bläulich oder grau-braun gefärbt (A: HF, 200x, B: HF).



Abb. 8.88: Im vorliegenden Präparat bewegen sich grünlich und bräunlich gefärbte Cyanobakterien dicht beieinander (PH, 400x).

8.4 Pilze

Pilzfäden

Indikatoreigenschaften

- Vorhandensein kann auf ein gestörtes C:N:P-Verhältnis hindeuten, insbesondere auf leicht abbaubares Abwasser mit hohem Kohlenstoffanteil (z. B. Brauereiabwasser); bei erhöhtem Vorkommen ist ein instabiler Betrieb wahrscheinlich
- Anzeiger für Schlammbelastung von $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ und O_2 -Konzentrationen von 1–2 mg/l
- bevorzugen und indizieren saures Milieu; Hinweis auf geringe Säurekapazität möglich
- können bei Starkregen mit Fremdwasser eingespült werden

Merkmale

- Fäden deutlich dicker als Fadenbakterien ($> 10 \mu\text{m}$)
- typische Wuchsform (siehe Abbildung)
- Fäden mit echten Verzweigungen (1), Querwänden (*Fusarium*, oft schwer erkennbar) (2) oder deutlichen Einschnürungen (*Leptomitus*) (3)
- manchmal sind Vakuolen (y) in den Pilzfäden deutlich zu erkennen
- jedes Segment mit einem lichtbrechenden Punkt (x)

Lebensweise, Ernährung

- heterotropher Abbau organischer Substanz
- bilden auf stärker belasteten Tropfkörpern flächige, gelblich-weiße bis leicht rötliche Überzüge

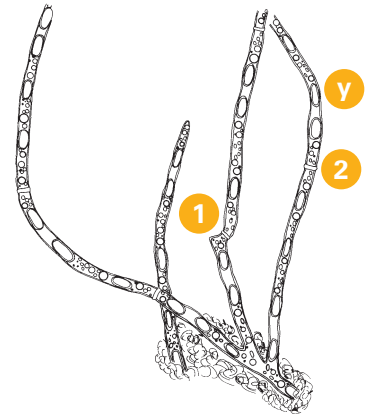


Abb. 8.89: Pilzfäden der Gattung *Fusarium* bilden kräftige, verzweigte Fäden (Hyphen), die Vakuolen beinhalten.

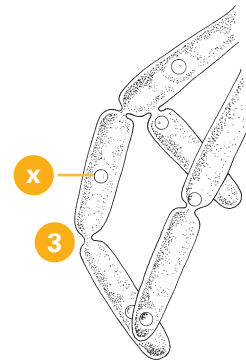


Abb. 8.90: Pilzfäden der Gattung *Leptomitus* sind aus länglichen, eingeschnürten Zellen zusammengesetzt, die sich ebenfalls verzweigen können.

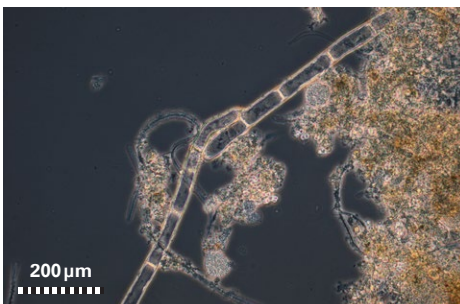


Abb. 8.91: Pilze bilden meist kräftige, oftmals verzweigte Fäden; im vorliegenden Präparat sind deutliche Zellgrenzen zu erkennen (PH, 400x).

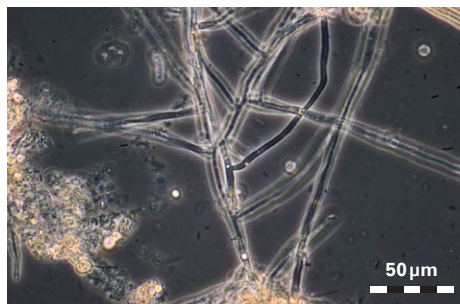


Abb. 8.92: Andere Arten zeigen keine Zellgrenzen; unregelmäßige Fadenstruktur und Verzweigungen sind dagegen charakteristisch (PH, 200x)



Abb. 8.93: Pilzfäden mit deutlichen Verzweigungen und unregelmäßiger Fadenstruktur (PH, 400x)

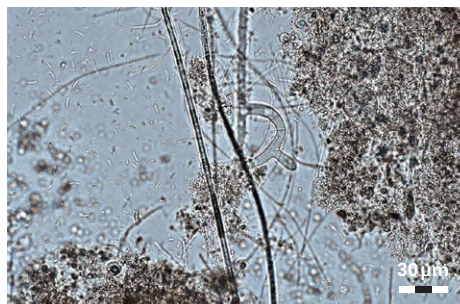


Abb. 8.94: Pilzfäden sind manchmal sehr unscheinbar, durch ihre charakteristischen Merkmale aber eindeutig bestimmbar (HF, 200x).

Mikroskopeinstellung
200x, Phasenkontrast

Fadenbreite: 5–10 µm

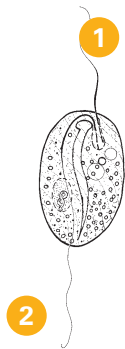


Abb. 8.95: *Anisonema* sp., typischerweise mit Zug- und Schleppgeißel, als Vertreter der farblosen Augenflagellaten



Abb. 8.96: *Peranema* mit deutlich nach vorn gerichteter Zuggeißel als Vertreter der farblosen Augenflagellaten

8.5 Flagellaten (Geißeltierchen)

Farblose Augenflagellaten (Pionierformen)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> kommen bei einem O₂-Gehalt zwischen 1–2 mg/l und mittlerer Anlagenbelastung vor können bei erhöhter Häufigkeitsstufe auf verstärkte Belastung, instabilen Betrieb und auf ein geringes Schlammalter hinweisen |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> bei 400-facher Vergrößerung gut erkennbare Zuggeißel (1) am Vorderende <i>Anisonema</i>: starre ovale Körperform mit deutlicher Zug- (1) und Schleppgeißel (2) <i>Peranema</i>: länglicher kontrahierbarer Zellkörper mit Zuggeißel (1), Schleppgeißel schwer erkennbar |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ernähren sich von Bakterien und gelöstem Substrat <i>Peranema</i> gleitet gleichmäßig mit starr nach vorne gestreckter Zuggeißel <i>Anisonema</i> bewegt sich ruckartig |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> weitere kleine farblose Augenflagellaten wie <i>Entosiphon</i> treten gelegentlich im Belebtschlamm auf und haben keine Indikatorfunktion |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> grüne Augenflagellaten wie <i>Euglena</i> besitzen einen roten Augenfleck und können z. B. in Schönungsteichen auftreten Augenfleck ist bei farblosen Augenflagellaten nicht vorhanden |



Abb. 8.97: *Anisonema* gehört zu den farblosen Augenflagellaten (PH).



Abb. 8.98: Die Zuggeißel ist hier deutlich, die Schleppgeißel kaum sichtbar (PH, 400x).

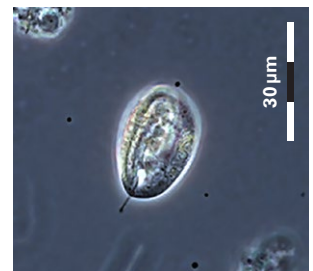


Abb. 8.99: Bei diesem Individuum sind nur zwei sehr kurze Geißeln sichtbar (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung 200x, Phasenkontrast

Länge:
12–40 µm (*Anisonema*)
40–70 µm (*Peranema*)



Abb. 8.100: *Peranema*, ein weiterer Vertreter der farblosen Augenflagellaten (HF, 400x)



Abb. 8.101: *Peranema* ist an der langen Zuggeißel deutlich erkennbar (PH, 400x.)

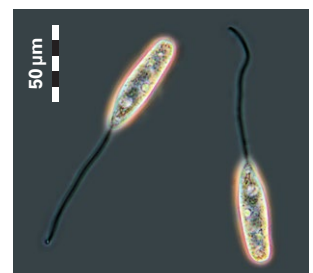


Abb. 8.102: Zwei mithilfe ihrer Zuggeißel vorbeigleitende *Peranema*-Individuen (PH, 400x)

8.5 Flagellaten (Geißeltierchen)

Kleine Zooflagellaten (Pionierformen)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Hinweis auf niedriges Schlammalter ■ bei häufigem oder massenhaftem Auftreten Indikatoren für niedrige O₂-Konzentration, hohe Schlammbelastung, instabilen Betrieb, gestörtes C:N:P-Verhältnis, Stoßbelastungen |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ ovale Zellform ■ Größe meist < 10 µm ■ zitternde, ruckartige Bewegung ■ Geißeln dünn, auch bei 400-facher Vergrößerung im Phasenkontrast schwer erkennbar |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ manche Arten sind mit einer Geißel am Substrat fixiert und ernähren sich von Bakterien |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ bei freischwimmenden Formen Verwechslung mit größeren Zooflagellaten möglich |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ typisch für die Einfahrphase von Anlagen, dann häufiges oder sogar massenhaftes Auftreten |



Abb. 8.103: Kleiner Zooflagellat (hier: *Bodo sp.*), die sehr dünnen Geißeln sind nur bei starker Vergrößerung erkennbar.

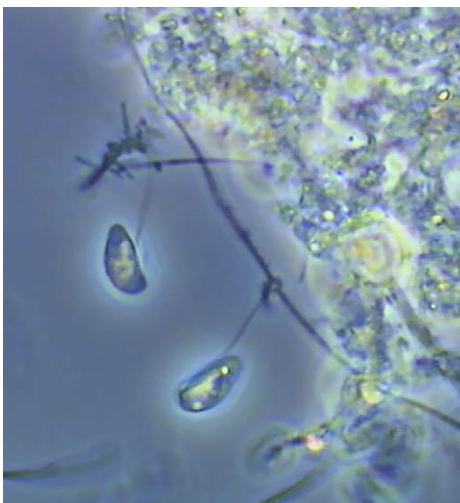


Abb. 8.104: Kleine Zooflagellaten (hier: *Bodo sp.*), die sich mit einer Geißel an Fadenbakterien oder Flockenbereichen anheften (PH, 1.000×).

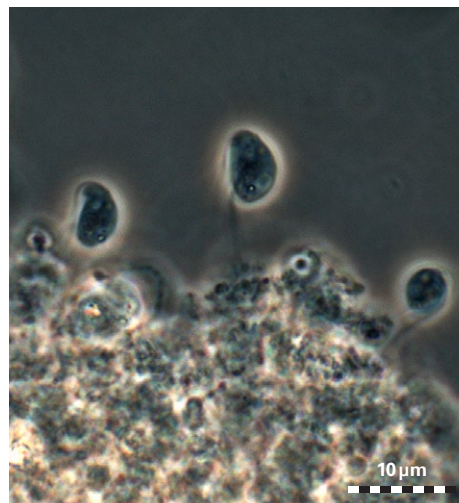


Abb. 8.105: Die Geißeln der kleinen Zooflagellaten (hier: *Bodo sp.*) sind auch bei starker Vergrößerung nur undeutlich zu erkennen (PH, 1.000×).

Mikroskopeinstellung
400× (1.000×), Phasenkontrast

Länge: < 10 µm

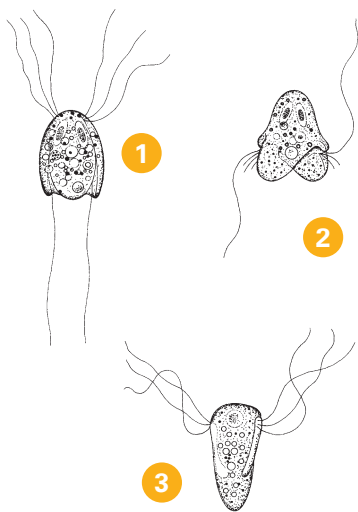


Abb. 8.106: Die Gattungen *Hexamita* (1), *Trepomonas* (2) und *Trigonomonas* (3) als Vertreter der weiteren Zooflagellaten

Mikroskopeinstellung
400x, Phasenkontrast

Länge: 7–35 µm

8.5 Flagellaten (Geißeltierchen)

Weitere Zooflagellaten (Pionierformen)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> starke Indikatoren für anaerobe Verhältnisse hohe NH_4^+-Konzentrationen und das Vorhandensein von Schwefelverbindungen sind zu erwarten in aeroben Anlagen wird außerdem auf einen instabilen Betrieb, ein niedriges Schlammalter oder Stoßbelastungen mit angefaultem anaerobem Abwasser hingewiesen |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> rotierende Bewegung um die Längsachse Zellkörper abgeflacht, kein Augenfleck, ungefärbt sechs bis acht schwer erkennbare Geißeln |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> obligate Anaerobier, die sich von Bakterien, kleinen Flagellaten und organischem partikulärem Substrat ernähren einige Arten leben auch von gelöstem organischem Substrat |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> aufgrund der typischen Bewegungen und der extremen Milieubedingungen kaum zu verwechseln |



Abb. 8.107: In dieser Einstellung sind bei der Gattung *Hexamita* (1) zwei der vier Geißeln gut sichtbar (PH, 1.000x).



Abb. 8.108: Bei *Trigonomonas* (3) sind in dieser Einstellung nur zwei der sechs Geißeln gut sichtbar (PH, 1.000x).

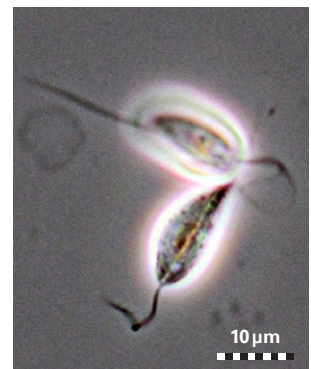


Abb. 8.109: Ein Massenvorkommen von weiteren Zooflagellaten kann auf einen instabilen Anlagenbetrieb hinweisen (PH, 1.000x).

8.6 Amöben (Wechseltierchen)

Kleine Nacktamöben (Allesfresser, Pionierformen)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indizieren bei häufigem Vorkommen (V = 3) niedriges Schlammalter, O₂-Konzentrationen < 1 mg/l, instabilen Betrieb Massenvorkommen deutet auf Schädigung der Biozönose und das Vorhandensein von Sulfiden hin bei V = 2 Hinweis auf möglicherweise erhöhte NH₄⁺-Konzentrationen/Stoßbelastungen, typisch aber auch bei Anlagen mit stabiler Denitrifikation und Bio-P-Elimination |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> kleine, unscheinbare, formveränderliche Zellen teilweise nur sehr langsame, fließende Art der Fortbewegung durch Veränderung der Form |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> bewegen sich mit Hilfe der Pseudopodien (1) langsam fort und umfließen ihre Beute (Bakterien, Algen, kleine Zooflagellaten und andere Einzeller) |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> können aufgrund der geringen Größe leicht mit unbelebten Strukturen im Präparat verwechselt werden (mutmaßliche Objekte daher länger beobachten, auf Formveränderung achten!) |

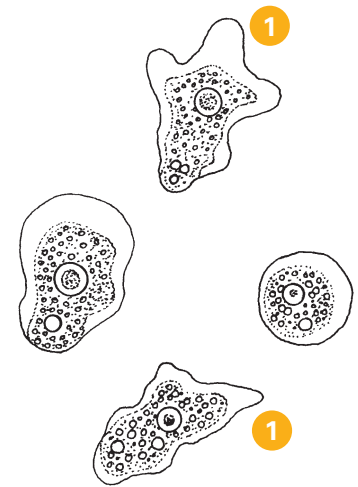


Abb. 8.110: Die Gattung Vahlkampfia als Vertreter der kleinen Nacktamöben

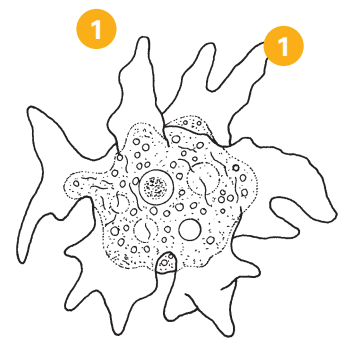


Abb. 8.111: Die Gattung Mayorella als Vertreter der großen Nacktamöben (ohne Indikatorfunktion)

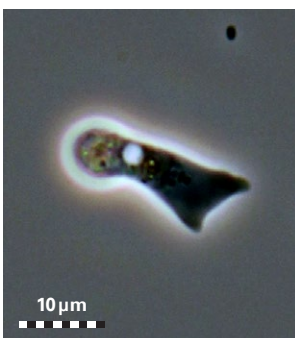


Abb. 8.112: Die Zellform kleiner Nacktamöben ist völlig formveränderlich (PH, 1.000×).



Abb. 8.113: Hier sind die Scheinfüßchen fadenartig ausgezogen (PH, 1.000×).



Abb. 8.114: Mit ihren Scheinfüßchen bewegen sie sich auf der Unterlage (PH, 1.000×).



Abb. 8.115: Hier bewegt sich der Körper nach oben in Richtung Deckglas (PH, 400×).

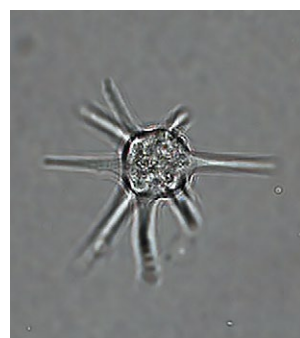


Abb. 8.116: Als Schwebeform bilden sie strahlenartige Körperfortsätze (HF, 400×).

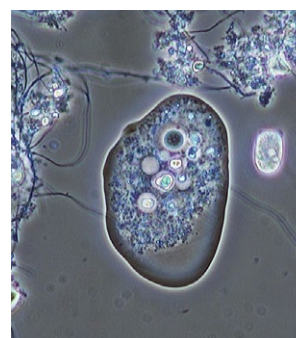


Abb. 8.117: Die Fortbewegungsweise erinnert an ein Fließen (PH, 400×).

Mikroskopeinstellung
400×, Phasenkontrast

Durchmesser/Länge:
4–50 µm

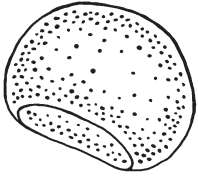


Abb. 8.118: Das Gehäuse von *Pyxidicula* spp. als Vertreter der kleinen Schalenamöben

Mikroskopeinstellung
400×, Phasenkontrast

Durchmesser: < 30 µm

8.6 Amöben (Wechseltierchen)

Kleine Schalenamöben (*Pyxidicula* spp. und andere, Allesfresser)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indizieren O₂-Konzentrationen von 1–2 mg/l, erhöhte Schlammbelastung, instabilen Betrieb |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> starre, hellgelb bis rotbraun gefärbte, fast kugelige Schale kalottenförmig mit großer Öffnung an der Unterseite |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ernähren sich von Bakterien und anderen kleinen Einzellern |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ähneln <i>Arcella</i>, ist aber deutlich kleiner die Öffnung an der Unterseite ist – relativ zur Schalengröße – deutlich größer als bei <i>Arcella</i> |

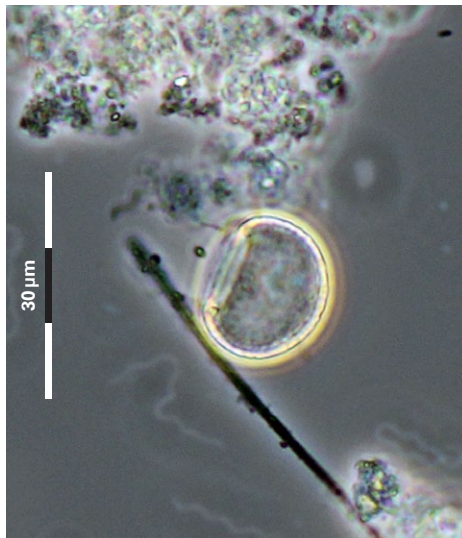


Abb. 8.119: In der Seitenansicht ist die rundliche Gehäuseform gut erkennbar (PH, 400×).

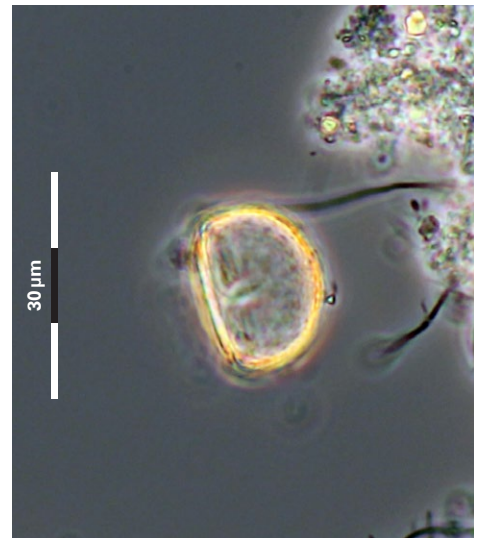


Abb. 8.120: Im Vergleich zu *Arcella* ist die Schalenöffnung relativ groß (PH, 400×).



Abb. 8.121: Das Gehäuse von *Pyxidicula* kann stark bräunlich gefärbt sein (PH, 400×).

8.6 Amöben (Wechseltierchen)

Große Schalenamöben (Allesfresser)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Indikator für niedrige Schlammbelastung ■ mittlere bis hohe O₂-Konzentration ■ hohes Schlammalter und stabiler Betrieb ■ Massenvorkommen ist ein Anzeichen für Nährstoffarmut („ausgefaulter Schlamm“) |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Schalen rund (<i>Arcella</i>) oder länglich-oval (<i>Euglypha</i>) und mit zum Teil auffälliger Struktur ■ Schalen mancher Gattungen bräunlich gefärbt (<i>Arcella</i>) ■ in Draufsicht runde Formen, Seitenansicht Uhrglasförmig (<i>Arcella</i>) oder länglich-oval (<i>Euglypha</i>) (1) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ bewegen sich mit Hilfe der Pseudopodien (2) langsam fort ■ umfließen ihre Beute (Bakterien, Algen, kleine Zooflagellaten, andere Einzeller) |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ Zellplasma kann in Form einzelner Scheinfüßchen (Pseudopodien) an der Schalenöffnung herausragen |

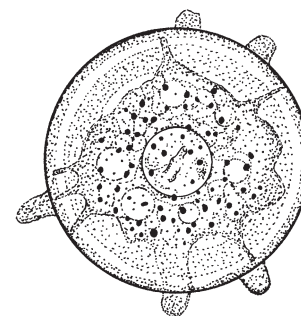
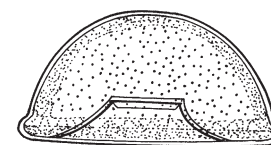


Abb. 8.122: Die Gattung *Arcella* (seitlich und in Aufsicht) als Vertreter der großen Schalenamöben



Abb. 8.124: Mit den Scheinfüßchen bewegt sich *Arcella* sp. auf dem Untergrund fort (HF, 400x).



Abb. 8.125: Der eigentliche Zellkörper von *Arcella* hebt sich deutlich von der bräunlichen Schale ab (PH, 400x).

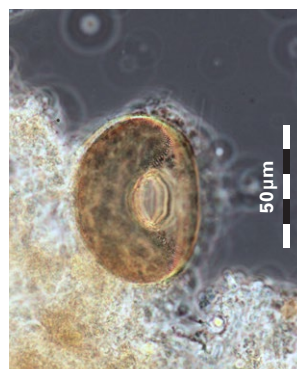


Abb. 8.126: In der seitlichen Ansicht sieht man die Schalenöffnung von *Arcella* deutlich (PH, 400x).

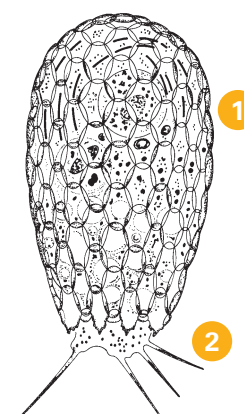


Abb. 8.123: Die Gattung *Euglypha* (seitlich) als Vertreter der großen Schalenamöben



Abb. 8.127: Die Gattung *Euglypha* hat ein farbloses Gehäuse (PH, 400x).



Abb. 8.128: Deutlich erkennbar die wabenartige Struktur des *Euglypha*-Gehäuses (400x)



Abb. 8.129: Die sehr feinen Scheinfüßchen sind hier kaum sichtbar (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung
mindestens 200x, Phasenkontrast

Gehäusedurchmesser:
50–270 µm
Gehäusehöhe/-länge:
30–100 µm

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Carchesium spp. (Filterierer)



Abb. 8.130: *Carchesium*-Kolonie (1) mit Stielmuskel (Myonem), der an den Stielverzweigungen unterbrochen ist (2).

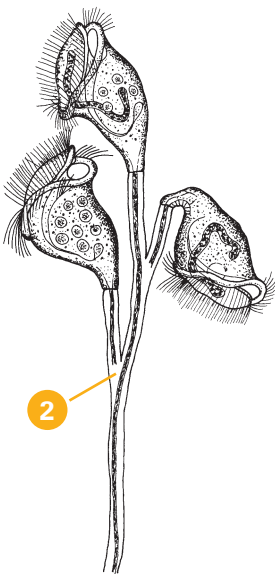


Abb. 8.131: *Carchesium* spp. mit unterbrochenem Stielmuskel an den Verzweigungen (2)

Indikatoreigenschaften

- indiziert mittlere bis geringe Schlammbelastung und eine mittlere O₂-Konzentration von 1–2 mg/l
- zeigt erhöhtes Schlammalter und stabile Betriebsverhältnisse an
- größere intakte Kolonien weisen auf Schlammverhältnisse ohne schädigende Scherkräfteinwirkungen hin

Merkmale

- Stiel ist verzweigt ⇒ Koloniebildner (1)
- Stiel mit „Stielmuskel“ (Myonem), der nicht (2) alle Nachbarzellen miteinander verbindet („Lücken“ des Stielmuskels an den Verzweigungen; Phasenkontrast 400-fach!); somit können sich in der Kolonie die einzelnen Köpfchen über ihre Teilstiele unabhängig voneinander (3) zusammenziehen
- glockenförmige Köpfchen

Lebensweise, Ernährung

- Filterierer; ernähren sich überwiegend von Bakterien, gelegentlich kleinen Algen und Flagellaten
- kommen häufig auch in Tropf- und Scheibentauchkörpern sowie Abwasserteichen vor
- können auf festem Substrat große Kolonien bilden (makroskopisches Aussehen wie schimmelartige Flecken)

Verwechslungen

- bei *Zoothamnium* ist der Stielmuskel in allen Einzelindividuen an den Verzweigungsstellen verbunden, daher kontrahiert die gesamte Kolonie immer gemeinsam

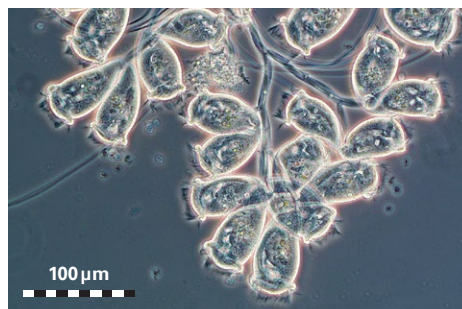


Abb. 8.132: *Carchesium* spp. kann unter guten Bedingungen große Kolonien bilden (PH, 200x).

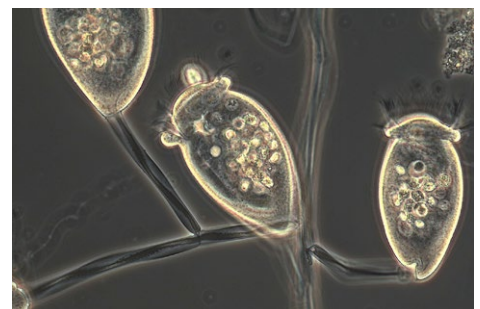


Abb. 8.133: *Carchesium* spp. filtert wie alle Glockentierchen freie Bakterien (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung

100x/400x, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 80–140 µm

Köpfchenbreite: 40–80 µm



Abb. 8.134: Der Stielmuskel ist an den Stielverzweigungen unterbrochen (PH, 400x).

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Epistylis spp. (Filtrierer)

Indikatoreigenschaften

- indiziert mittlere bis geringe Schlammbelastung, sowie eine O₂-Konzentration im mittleren Bereich (1–2 mg/l)
- zeigt ein erhöhtes Schlammalter und stabile Betriebsverhältnisse an

Merkmale

- Stiel verzweigt ⇒ koloniebildend (1)
- Stiel ohne Muskel (2), manchmal mit zart längsgestreifter Oberfläche (3)
- Köpfchen mäßig bis sehr schlank trichterförmig mit deutlich wulstförmigem Mundfeldrand (4)

Lebensweise, Ernährung

- *Epistylis* spp. ist einer der häufigsten Ciliaten in Belebtschlamm
- kommt auch auf Biofilmen und Tropfkörpern vor, mit oft sehr großen Kolonien und auffällig langen Stielen
- diese können dort Verstopfungen verursachen

Verwechslungen

- *Opercularia* spp. ist ebenfalls koloniebildend, ohne Stielmuskel, hat aber keinen wulstförmigen Mundfeldrand
- bei eingezogenem/geschlossenem Mundfeld ist eine Unterscheidung der beiden Gattungen nicht gesichert möglich



Abb. 8.135: *Epistylis* spp. mit Stiel ohne Muskel

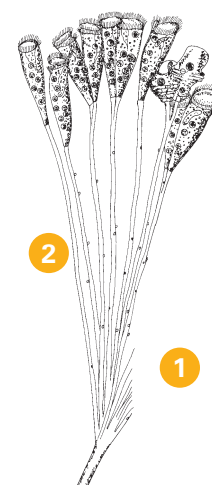


Abb. 8.136: *Epistylis*-Kolonie (1) mit Stiel ohne Muskel (2)

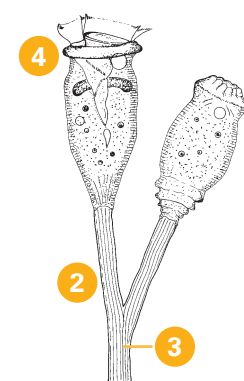


Abb. 8.137: *Epistylis* spp. mit Wulst am Mundfeldrand (4)



Abb. 8.138: *Epistylis* spp. kann unter guten Bedingungen große Kolonien ausbilden (PH, 400×).

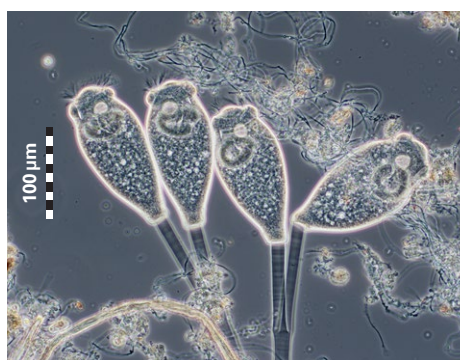


Abb. 8.139: *Epistylis* spp. bildet einen Wulst am Mundfeldrand aus (PH, 400×).



Abb. 8.140: Der Stiel von *Epistylis* spp. hat keinen Stielmuskel (HF, 400×).

Mikroskopeinstellung

100×/400×, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 70–190 µm

Köpfchenbreite: 25–50 µm

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Opercularia spp. (Filterierer)

Indikatoreigenschaften

- größere *Opercularia*-Arten bevorzugen ungestörte, nicht zu hoch belastete Schlämme sowie Biofilme mit mittlerer bis erhöhter O₂-Konzentration
- indiziert im Falle zahlreicher größerer Kolonien stabile, ungestörte Verhältnisse
- wenn häufig in Biofilmen: Hinweis auf Verstopfungen
- kleinere Arten (z. B. *O. asymmetrica*, *O. coarctata*) tolerieren O₂-arme und stärker belastete Verhältnisse

Merkmale

- Stiel verzweigt ⇒ koloniebildend (1)
- kein Stielsmuskel (2)
- aktive Zelle schlank vasenförmig mit ausstülpbarem „Deckel“ (Diskus; 4)
- Mundfeld- („Vasen-“)rand wirkt glatt abgeschnitten (3)

Lebensweise, Ernährung

- ernähren sich als Filterierer vorwiegend von Bakterien
- Stiel kann sich aufgrund des fehlenden Muskelfilaments nicht schraubenförmig zusammenziehen (anders als z. B. bei *Vorticella* oder *Carchesium*)

Verwechslungen

- aktive Zellen mit geöffnetem Mundfeld und ausgestülptem Diskus lassen sich von *Epistylis*-Arten (wulstförmiger Mundfeldrand) gut unterscheiden
- bei geschlossenem Mundfeld lassen sich die beiden Gattungen nicht unterscheiden

Wissenswertes

- in hochbelasteten Industrieanlagen sind oft kleine Arten anzutreffen (*O. coarctata*, *O. asymmetrica*)

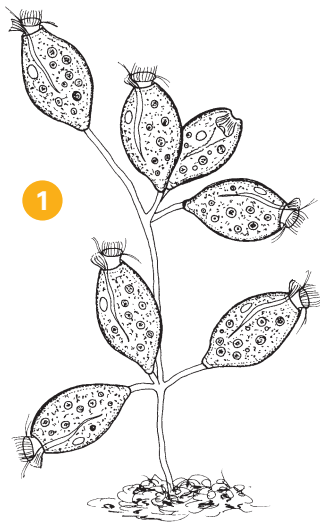


Abb. 8.141: *Opercularia*-Kolonie

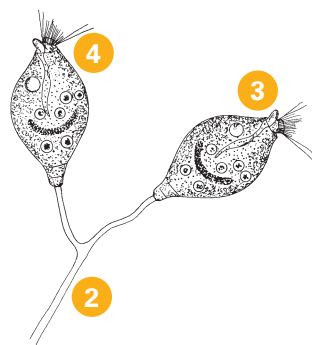


Abb. 8.142: *Opercularia* spp. mit verzweigtem Stiel ohne Muskel, glattem Mundfeldrand ohne Wulst und ausstülpbarem Diskus



Abb. 8.143: Der Stiel der *Opercularia*-Kolonie kann innerhalb der Flocke sein (PH, 400×).



Abb. 8.144: Der Stiel hat keinen Stielsmuskel und ist daher nicht kontrahierbar (HF, 400×).

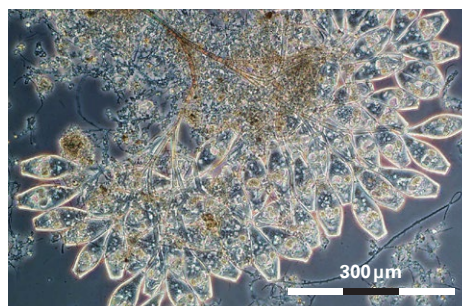


Abb. 8.145: *Opercularia* kann unter guten Bedingungen sehr große Kolonien bilden (PH, 100×).

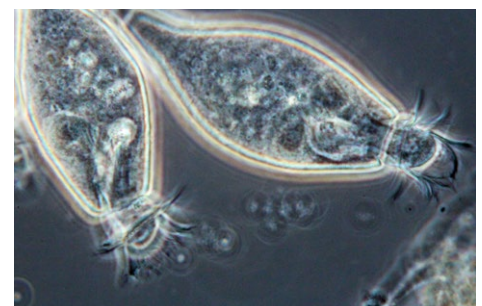


Abb. 8.146: Der Mundfeldrand bei *Opercularia* spp. ist glatt, ohne Wulst (PH, 400×).

Mikroskopeinstellung 100×/400×, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 60–120 µm
Köpfchenbreite: 30–70 µm

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

| Stentor spp. (Allesfresser) | |
|------------------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ bevorzugt sauerstoffreiche Milieubedingungen mit einer Schlammbelastung von $B_{TS} < 0,2 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ ■ indiziert stabile Betriebsbedingungen und erhöhtes Schlammalter |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Individuen werden sehr groß (mehrere 100 μm bis 2 mm!) und können gefärbt sein <p>festsitzende Formen</p> <ul style="list-style-type: none"> ■ trompetenförmige Gestalt (1), gewundene Wimpernspirale am vorderen Mundfeld (2) <p>freischwimmende Formen</p> <ul style="list-style-type: none"> ■ tüten- bis keulenförmiges Aussehen (3) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ wegen der Körperform als „Trompetentierchen“ bezeichnet und den festsitzenden Ciliaten zugeordnet ■ bei Störungen verlassen die Organismen jedoch das Substrat, weswegen oft freischwimmende Formen beobachtet werden ■ haftet in ungestörtem Zustand an Schlammflocken oder am Biofilm an ■ frisst Bakterien, Flagellaten, Kieselalgen, Amöben, Ciliaten, Rotatorien |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ <i>Thuricola</i> lebt in einem Gehäuse; der Zellkörper ist wesentlich kleiner als bei <i>Stentor</i> |

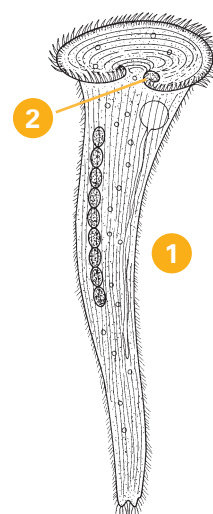


Abb. 8.147: *Stentor* spp. mit trompetenförmiger Gestalt (1) und Wimpernspirale am Mundfeld (2)

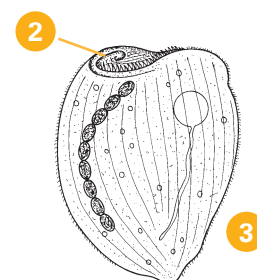


Abb. 8.148: Schwimmform von *Stentor* spp. mit keulenförmiger Gestalt (3)



Abb. 8.149: *Stentor* spp. kann über 1 mm groß werden (HF).

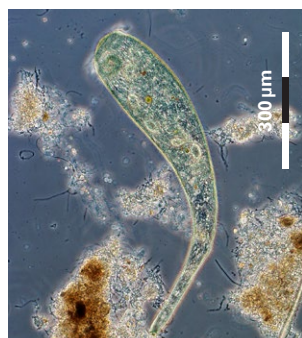


Abb. 8.150: Manche Arten sind grün oder bläulich gefärbt (PH).

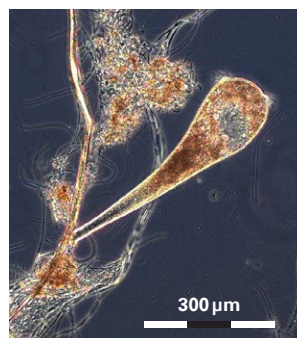


Abb. 8.151: Andere Arten sind rot oder violett gefärbt (PH).



Abb. 8.152: Bei Störungen löst sich *Stentor* vom Substrat ab und schwimmt umher (HF).



Abb. 8.153: Die Schwimmform hat eine keulen- bzw. tütenförmige Gestalt (PH).



Abb. 8.154: *Stentor* spp. strudelt Nahrung mit seinem Wimpernband ein (DIC).

Mikroskopeinstellung

100x/200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: festsitzend gestreckt: 200 μm bis 2 mm, Schwimmform deutlich kürzer (100 μm bis 1 mm)

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Suctoria (Sauginfusorien, Filtrierer, sessile „Räuber“)

Indikatoreigenschaften

- in Anlagen mit großer Prozessstabilität und hohem Schlammalter

Merkmale

- Zellkörper bilden Tentakel mit verdickten Enden aus, haben aber keine Wimpern
- *Tokophrya* hat zwei oder vier Tentakelbündel (1) und eine birnenförmige Gestalt (2)
- *Podophrya* kommt seltener vor; ihre Tentakel sind gleichmäßig auf dem runden Zellkörper verteilt (3)

Lebensweise, Ernährung

- mit den Tentakeln erbeuten Sauginfusorien freischwimmende Organismen und saugen das Zellplasma aus
- alle Arten dieser Gruppe leben solitär, bilden also keine Kolonien
- manche Arten leben in einem Gehäuse

Verwechslungen

- aufgrund der Tentakel mit verdickten Enden gut bestimmbar

Wissenswertes

- Vermehrungsschwärmer der Sauginfusorien sind mit Wimpern versehen und lassen erkennen, dass sie zu den „Wimpertierchen“ gehören

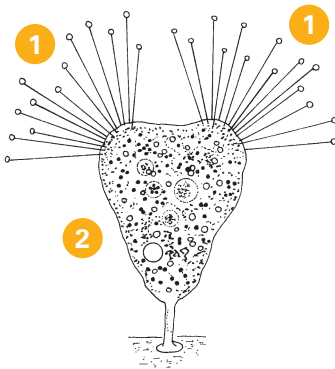


Abb. 8.155: *Tokophrya* sp., ein Vertreter der Suctoria (Sauginfusorien), mit Saugtentakeln (1) und birnenförmiger Gestalt (2)

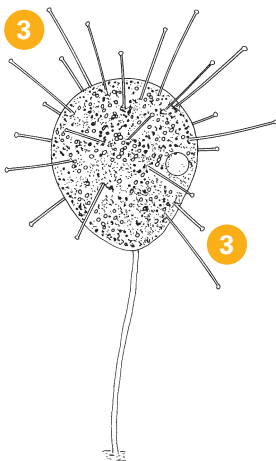


Abb. 8.156: *Podophrya* spp., ein Vertreter der Suctoria (Sauginfusorien), mit gleichmäßig über den Zellkörper verteilten Saugtentakeln (3)



Abb. 8.157: *Tokophrya* ist leicht durch Zellform und Saugtentakelbündel zu erkennen (PH, 400x).

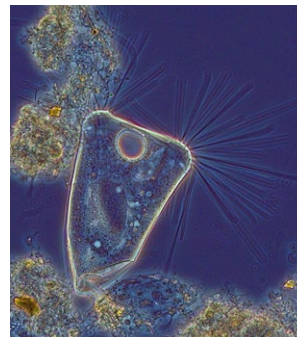


Abb. 8.158: *Tokophrya* spp. kommt häufig in Belebtschlämmen vor (PH, 400x).



Abb. 8.159: Die Saugtentakelenden der Sauginfusorien sind verdickt (HF, 400x).

Mikroskopeinstellung
200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 10–200 µm

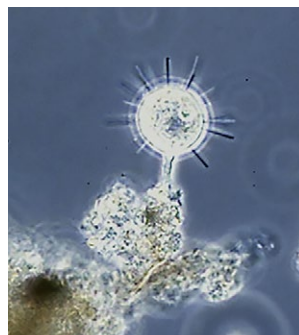


Abb. 8.160: Bei *Podophrya* sind die Saugtentakel über den gesamten Zellkörper verteilt (PH, 400x).



Abb. 8.161: Jugendstadium: Saugtentakel sind im oberen Körperdrittel verteilt (PH, 400x).

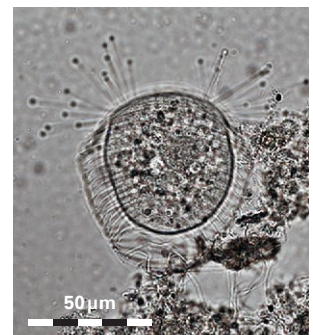


Abb. 8.162: *Acineta* spp. schützt sich mit einem Gehäuse (HF, 400x).

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

| Thuricola spp. (Filterierer) | |
|-------------------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert stabile Betriebsverhältnisse, eine ausreichende Nährstoffversorgung mit gleichzeitig hohem Schlammalter zeigt relativ hohen O₂-Gehalt und eine geringe bis mittlere Schlammbelastung $B_{TS} \leq 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> transparentes, vasenförmiges, starres Gehäuse (Name!) in einem Gehäuse leben ein oder zwei Individuen Kopfteil mit Wimpernkranz, ähneln Glockentierchen Körper sehr schlank, langgestreckte trompetenförmige Gestalt mit oft nur schwer sichtbarem, sehr kurzem Stiel im Gehäuse angeheftet kann sich aus dem Gehäuse herausstrecken oder völlig zurückziehen |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> die Gattung <i>Thuricola</i> enthält mehrere Arten, die wiederum der Familie der Vasantierchen (<i>Vaginicolidae</i>) zugeordnet sind bei Gefahr ziehen sie sich in ihre „Vase“ zurück, die manche Arten mit einem Deckel verschließen |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> <i>Stentor</i> ist deutlich größer und nicht in einem Gehäuse |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> <i>Thuricola</i> ist nah mit den Glockentierchen verwandt und mit dem Gehäuse meist an Belebtschlammflocken angeheftet |

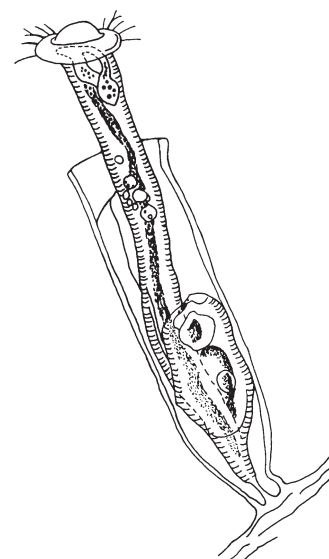


Abb. 8.163: *Thuricola* spp.; in einem Gehäuse leben ein oder zwei Individuen.



Abb. 8.164: *T. spp.* ist mit den Glockentierchen verwandt und strudelt mit dem Wimpernkranz Bakterien ein (HF, 400x).

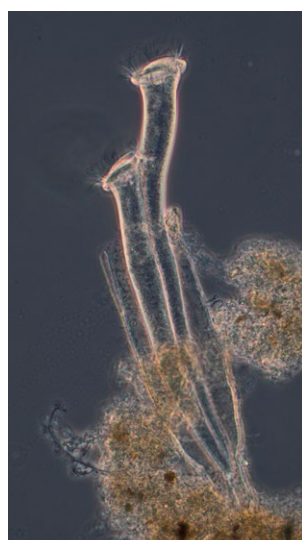


Abb. 8.165: Das *Thuricola*-Gehäuse haftet ohne Stiel an der Belebtschlammflocke (PH, 400x).

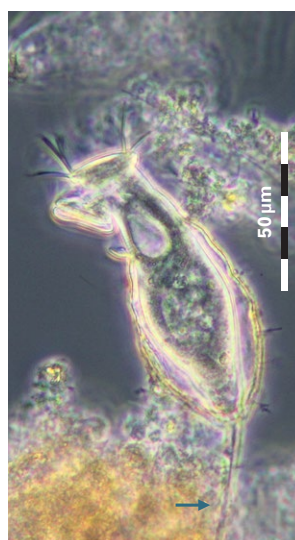


Abb. 8.166: Gehäuse des seltenen Vasantierchen *Pyxicola* spp. haftet mit einem Stiel am Untergrund (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung
200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 200–300 µm (gestreckt)
Gehäuselänge: 150–200 µm

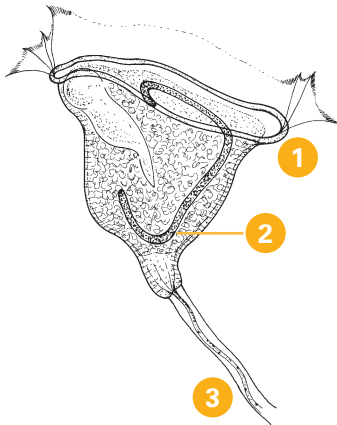


Abb. 8.167: *Vorticella campanula* mit sehr breitem Mundfeld (1), J-förmigem Zellkern (2) und breitem Stiel mit Stielmuskel (3)

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Vorticella campanula (Filterierer)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ bevorzugt Schlammbelastungen von $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ ■ Indikator für stabile Betriebsverhältnisse, erhöhtes Schlammalter und gute Sauerstoffversorgung |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ unverzweigter, breiter Stiel mit Stielmuskel, Köpfchen glocken- oder hutförmig mit sehr weitem Mundfeld (breiteste Stelle des Köpfchens) (1) ■ J-förmiger Zellkern liegt längs im Zellkörper (2) ■ breiter Stiel mit Stielmuskel, eng spiralförmig zusammenziehbar (3) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ frisst überwiegend Bakterien, auch Algen und Detritus |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ ist aufgrund der aufgeführten Merkmale und der Größe des Köpfchens gut von anderen Glockentierchen zu unterscheiden |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ auf festem Substrat können die Einzeltiere dichte Ansammlungen bilden, die als graue Beläge auch ohne Mikroskop erkennbar sind |

Mikroskopeinstellung

200×/400×, Hellfeld, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 60–90 µm
Köpfchenbreite: 35–100 µm



Abb. 8.168: *Vorticella campanula* mit typischerweise weit geöffnetem Mundfeld (DIC, 400×)

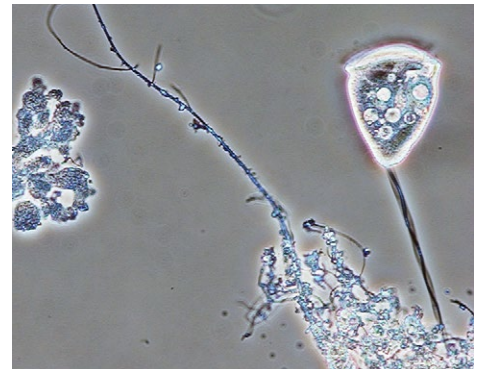


Abb. 8.169: *V. campanula* ist das größte Glockentierchen der Gattung *Vorticella* (PH, 200×).



Abb. 8.170: Wie bei allen Glockentierchen mit Stielmuskel kann *Vorticella campanula* ihren Stiel spiralförmig zusammenziehen (DIC, 400×).

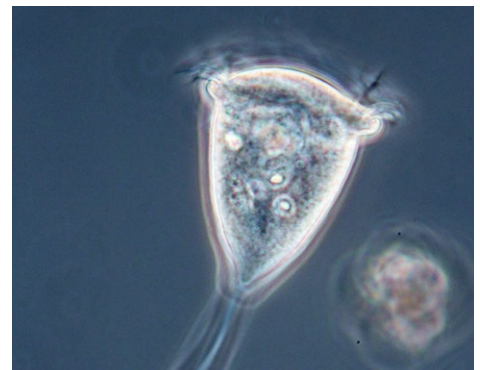


Abb. 8.171: *Vorticella campanula* ernährt sich wie alle Glockentierchen vorwiegend von Bakterien (PH, 400×).

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

| Vorticella aquadulcis - Typ (Filterierer) | |
|--|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert O₂-Konzentrationen von 1 bis > 2 mg/l zeigt geringe Schlammbelastung B_{TS} < 0,15 kg/(kg × d), erhöhtes Schlammalter sowie stabile Betriebsverhältnisse an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Stiel unverzweigt mit Stielmuskel, das heißt spiralförmig zusammenziehbar Mundöffnung sehr eng, deutlich kleiner als der Körperdurchmesser Köpfchen birnenförmig; in kontrahiertem Zustand eiförmig Makronukleus hufeisenförmig und horizontal im vorderen Bereich des Köpfchens um den Mundtrichter angeordnet kräftige Querstreifung des Köpfchens (gefurchte Zelloberfläche; 400-fache Vergrößerung, Phasenkontrast) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> strudelt durch kreisförmige Rotation des Wimpernbands freie Bakterien ein |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> <i>Vorticella aquadulcis</i> gehört zu den kleinsten Glockentierchen im Belebtschlamm sorgfältige Abgrenzung mit den oben genannten Merkmalen von anderen kleinen solitären Glockentierchen (<i>V. microstoma</i> - Typ, <i>V. octava</i> - Typ, <i>V. infusionum</i> - Typ) notwendig |

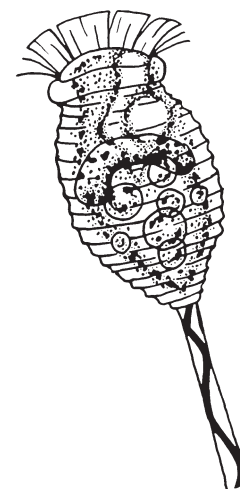


Abb. 8.172: *Vorticella aquadulcis* - Typ mit kräftiger Querstreifung der Zelloberfläche

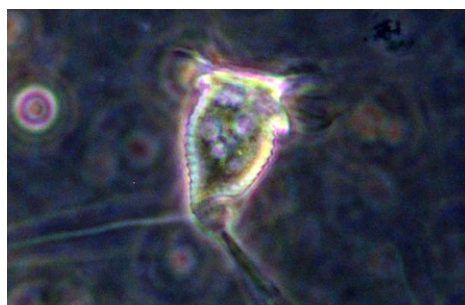


Abb. 8.173: *V. aquadulcis* ist gut an der Querstreifung der Zelloberfläche bestimmbar (PH, 400×).

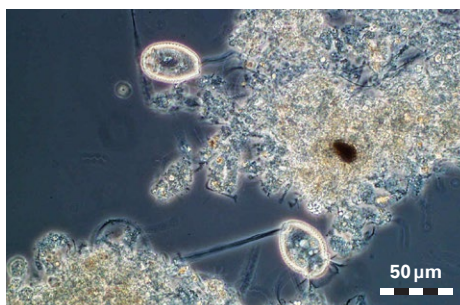


Abb. 8.174: *Vorticella aquadulcis* ist deutlich kleiner als andere *Vorticella*-Arten (PH, 200×).



Abb. 8.175: Das Mundfeld bei *Vorticella aquadulcis* ist typischerweise schmal (HF, 400×).

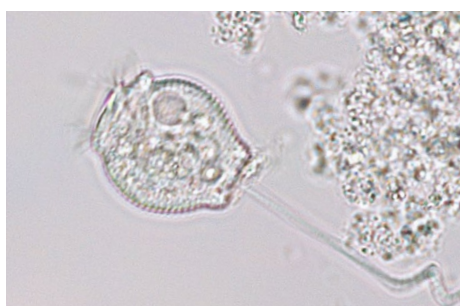


Abb. 8.176: Detailvergrößerung von *Vorticella aquadulcis* (HF, 400×)

Mikroskopeinstellung
400×, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: < 30 µm
Köpfchenbreite: 20 µm

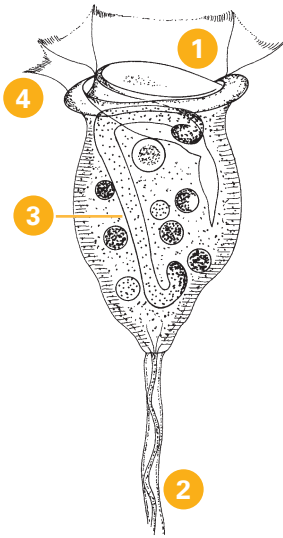


Abb. 8.177: *Vorticella convallaria* - Typ mit den charakteristischen Merkmalen (1-4)

Mikroskopeinstellung
200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 30–80 µm
Köpfchenbreite: 35–45 µm

Bei der Bildung eines Totalschwärmers wird das vordere Wimperband zurückgebildet und ein neues Wimperband nahe am Stielansatz gebildet, bevor sich die Zelle vom Stiel ablöst.

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Vorticella convallaria - Typ (Filterierer)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert O₂-Konzentrationen von 1 bis > 2 mg/l zeigt geringe Schlammbelastung B_{TS} < 0,15 kg/(kg × d) und erhöhtes Schlammalter sowie stabile Betriebsverhältnisse an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Mundfeld (1) etwa so breit wie die breiteste Stelle des Köpfchens Stiel unverzweigt mit Stielmuskel (2) Zellkern J-förmig, länglich im Zellkörper (3) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> strudelt freie Bakterien durch kreisförmige Bewegung des Wimpernbands ein (4) |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> bei sichtbarem Wimpernkranz, unverzweigtem Stiel mit Stielmuskel, J-förmigem Zellkern im Köpfchen sowie Größenmessung des Köpfchens eindeutig bestimmbar |



Abb. 8.178: Köpfchen mit dem typischen J-förmigen Zellkern (PH, 400x)



Abb. 8.179: Das Mundfeld ist etwa so breit wie die breiteste Körperstelle (PH, 200x).

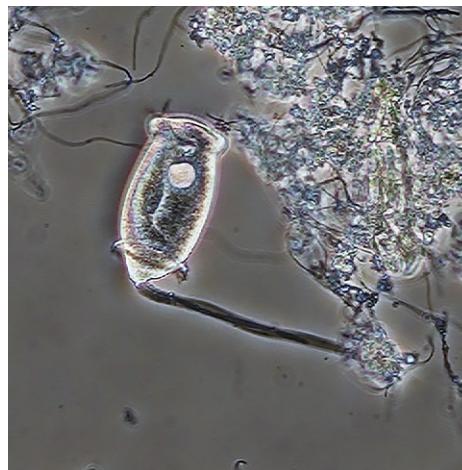


Abb. 8.180: Bildung eines Totalschwärmers (PH)



Abb. 8.181: Vom Stiel abgelöste Schwärmerzelle (PH, 400x)

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Vorticella infusionum - Typ (Filtrierer)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Indikator für stabile Betriebsverhältnisse und eine mittlere bis geringe Schlammbelastung ■ zeigt mittlere Sauerstoffversorgung von 1–2 mg/l und hohes Schlammalter an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Stiel unverzweigt mit Stielmuskel, eng spiralförmig zusammenziehbar ■ Mundfeld schmaler als Körperdurchmesser ■ Zellkörper variabel, birnenförmig bis kugelig ■ hufeisenförmiger Zellkern, der horizontal etwa in der Mitte des Köpfchens liegt |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ strudelt durch kreisförmige Rotation des Wimpernbands am Mundfeld freie Bakterien ein |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ <i>V. microstoma</i> - Typ (Makronukleus in Längsachse); <i>V. octava</i> - Typ (kleiner, glockenförmig, Stielscheide gewunden); <i>V. aquadulcis</i> - Typ (deutliche Streifung, kleiner) |

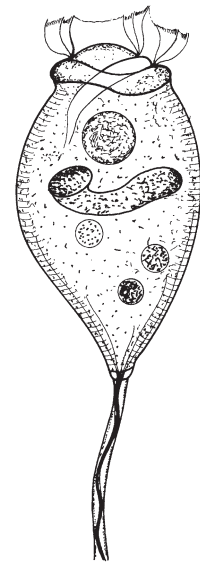


Abb. 8.182: *Vorticella infusionum* - Typ mit schmalem Mundfeld und hufeisenförmigem Zellkern



Abb. 8.183: Individuen des *Vorticella infusionum* - Typs haben ein schmales Mundfeld und sind deutlich kleiner als *Vorticella convallaria* (PH, 400×).



Abb. 8.184: *Vorticella infusionum* hat einen hufeisenförmigen Zellkern, wodurch man sie gut vom *Vorticella microstoma* - Typ unterscheiden kann (PH, 400×).

Mikroskopeinstellung
400×, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 30–60 µm
Köpfchenbreite: 30–40 µm

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Vorticella microstoma - Typ (Filterierer)

Indikatoreigenschaften

- toleriert O_2 -Konzentrationen $< 1 \text{ mg/l}$, erhöhte Schlammbelastungen ($B_{TS} > 0,2 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$), NH_4^+ -Konzentrationen und Stoßbelastungen
- verstärkte Häufigkeit ($V \geq 2$) kann auf geringes Schlammalter oder Stoßbelastungen bei möglicher Schädigung der übrigen Biozönose hindeuten

Merkmale

- Zellkern länglich, gerade bis leicht gebogen im Köpfchen (400-fach, Phasenkontrast!) (1)
- Stiel dünn, unverzweigt, mitunter sehr lang, mit Stielmuskel (2)
- Mundöffnung deutlich schmaler als der Zelldurchmesser (3)

Lebensweise, Ernährung

- strudelt durch kreisförmige Rotation des Wimpernbands am Mundfeld freie Bakterien ein

Verwechslungen

- ähnliche Köpfchenform wie bei *V. infusionum* - Typ, *V. aquadulcis* - Typ, *V. octava* - Typ, die jedoch alleamt einen horizontal liegenden hufeisenförmigen Zellkern haben

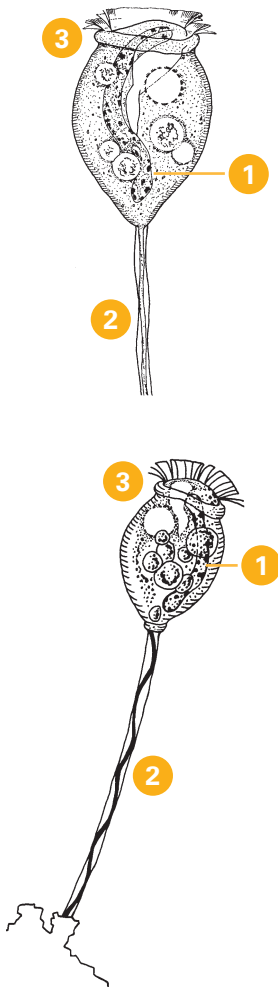


Abb. 8.185 (o.) und 8.186 (u.):
Vorticella microstoma - Typ mit länglichem Zellkern (1), Stielmuskel (2) und schmaler Mundöffnung (3)

Mikroskopeinstellung 400x, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 30–60 μm
Köpfchenbreite: 20–50 μm ,
meist 35 μm



Abb. 8.187: Der *Vorticella microstoma* - Typ hat eine schmale Mundöffnung (PH, 400x).



Abb. 8.188: *V. microstoma* ist etwas kleiner als *V. convallaria* und hat eine ähnliche Zellform wie *V. infusionum* (PH, 400x).



Abb. 8.189: Der Zellkern liegt bei *Vorticella microstoma* längs in der Zelle (HF, 400x).

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

| Vorticella octava - Typ (Filterierer) | |
|--|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert O₂-Konzentrationen von 1 bis > 2 mg/l zeigt geringe Schlammbelastung B_{TS} < 0,15 kg/(kg × d) sowie erhöhtes Schlammalter und stabile Betriebsverhältnisse an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Stiel unverzweigt mit Stielsmuskel, Stielscheide auffällig gewellt Mundöffnung etwas schmaler, selten genauso breit wie der Körperdurchmesser Köpfchen schmal glockenförmig; im kontrahierten Zustand fast rund Zellkern befindet sich hufeisenförmig horizontal im mittleren Bereich des Köpfchens |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> strudelt durch kreisförmige Rotation des Wimpernbands am Mundfeld freie Bakterien ein |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> glatte Zelloberfläche im Gegensatz zum <i>V. aquadulcis</i>-Typ sorgfältige Abgrenzung von anderen kleinen solitären Glockentierchen (<i>V. aquadulcis</i>-Typ, <i>V. microstoma</i>-Typ, <i>V. infusionum</i>-Typ) durch den auffällig um den Muskel gewundenen Stiel leicht möglich |

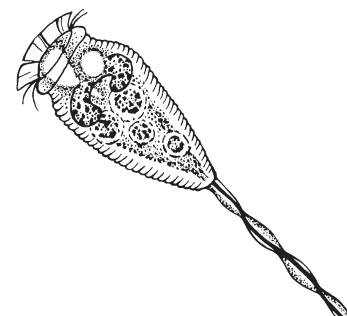


Abb. 8.190: *Vorticella octava* - Typ mit Stielscheide, die auffällig gewellt ist.



Abb. 8.191: Den *Vorticella octava* - Typ kennzeichnet eine Stielscheide, die gewellt ist (PH, 400×).



Abb. 8.192: Individuen des *Vorticella octava* - Typs haben eine schlanke Form des „Köpfchens“, sind aber deutlich kleiner als der *V. convallaria* - Typ (PH, 400×).



Abb. 8.193: Das Mundfeld beim *Vorticella octava* - Typ ist typischerweise schmal (PH, 400×).

Mikroskopeinstellung 400×, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 30–45 µm
Köpfchenbreite: 20–25 µm

8.7.1 Festsitzende Ciliaten

Zoothamnium spp. (Filterierer)

Indikatoreigenschaften

- indiziert stabile Betriebsverhältnisse, O₂-Konzentrationen von 1 bis > 2 mg/l sowie hohes Schlammalter
- verstärktes Vorkommen zeigt eine erhöhte Schlammbelastung von B_{TS} > 0,15 kg/(kg × d) an

Merkmale

- Stiel verzweigt, mit verbundenem Stielmuskel an den Stielverzweigungen ⇒ koloniebildend
- glockenförmiges Köpfchen

Lebensweise, Ernährung

- ernährt sich von eingestrudelten Bakterien

Verwechslungen

- *Carchesium* spp. bildet ebenfalls Verzweigungen und hat einen Stielmuskel, der aber im Gegensatz zu *Zoothamnium* an den Verzweigungen unterbrochen ist; Köpfchen ziehen sich daher einzeln zurück
- Stiel mit den Köpfchen einer *Zoothamnium*-Kolonie zieht sich aufgrund des durchgehend verbundenen Stielmuskels bei einer Störung gleichzeitig zurück

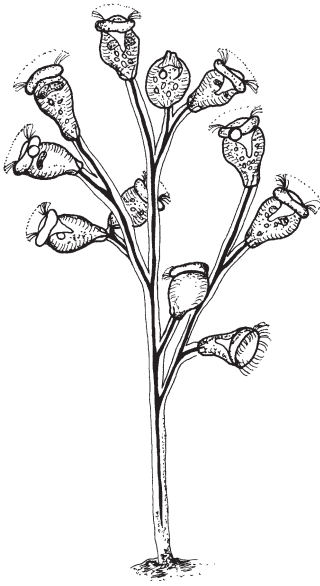


Abb. 8.194: *Zoothamnium*-Kolonie mit verbundenem Stielmuskel an den Verzweigungen

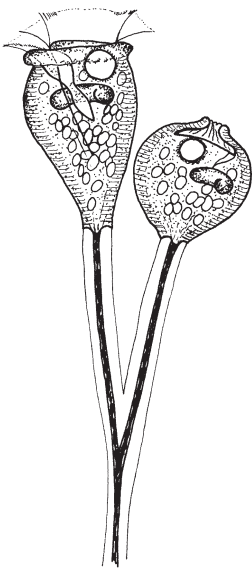


Abb. 8.195: *Zoothamnium* spp. mit verbundenem Stielmuskel an der Verzweigung

Mikroskopeinstellung 400×, Phasenkontrast

Köpfchenlänge: 40–90 µm
Köpfchenbreite: 27–46 µm



Abb. 8.196: *Zoothamnium* spp. kann unter guten Bedingungen große Kolonien ausbilden (PH, 200×).



Abb. 8.197: Der Stielmuskel ist bei *Zoothamnium* spp. an den Verzweigungen verbunden (PH, 400×).

8.7.2 Schreitende Ciliaten

Aspidisca cicada (Weidegänger)

Indikatoreigenschaften

- indiziert geringe bis mittlere Schlammbelastung und ausreichende Sauerstoffversorgung
- zeigt erhöhtes Schlammalter an

Merkmale

- Körper oval-eiförmig mit Schreitcirren auf der Unterseite
- sechs bis acht Längsrippen auf dem gewölbten Rücken

Lebensweise, Ernährung

- weidet die Flockenoberfläche nach Bakterien und kleinen Geißeltierchen ab
- verringert unregelmäßige Flockenstrukturen und unterbindet ein zu großes Flockenwachstum

Verwechslungen

- die Körperoberseite („Rücken“) von *Aspidisca lynceus* ist glatt und ohne Rippen (ähnlich einem Schildkrötenpanzer); *Aspidisca cicada* ist etwas kleiner als *Aspidisca lynceus*

Wissenswertes

- der Zellkörper bei den Weidegängern ist nicht einheitlich bewimpert, stattdessen bilden mehrere Wimpern strukturelle Einheiten, die „Cirren“
- Cirren dienen der Fortbewegung (erinnert an ein Laufen mit Beinchen)

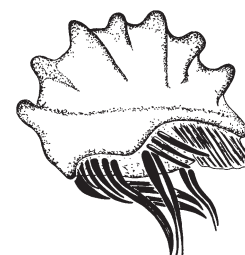


Abb. 8.198: Seitliche Darstellung von *Aspidisca cicada* mit rippenförmigem Zellrücken

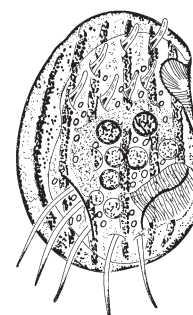


Abb. 8.199: *Aspidisca cicada* in der Aufsicht mit oval-eiförmigem Zellkörper und verlängerten Schreitcirren

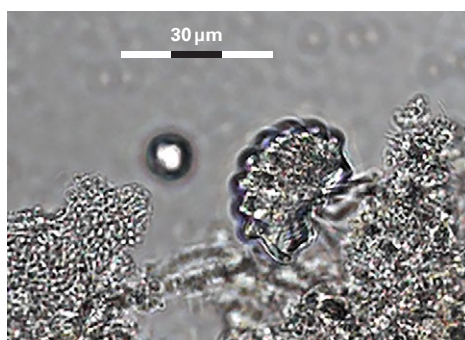


Abb. 8.200: In der seitlichen Perspektive ist der rippenförmige Rücken von *Aspidisca cicada* gut zu erkennen (HF, 400×).



Abb. 8.201: *Aspidisca cicada* bewegt sich mithilfe ihrer Cirren, mit denen sie über die Belebtschlammflocken „läuft“ (HF, 400×).



Abb. 8.202: In der Aufsicht sieht man die ovale Zellform und die verlängerten Cirren (PH, 400×).

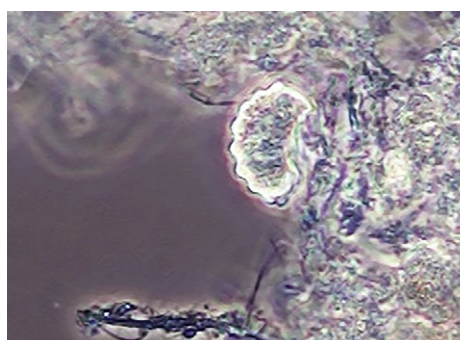


Abb. 8.203: *Aspidisca cicada* ernährt sich als Weidegänger von Flockenbakterien (PH, 250×).

Mikroskopeinstellung

400×, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 25–40 µm

Breite: 20–40 µm

8.7.2 Schreitende Ciliaten

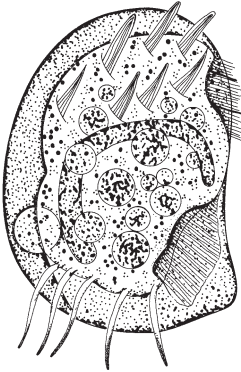


Abb. 8.204: *Aspidisca lynceus* mit rundlicher Zellform und verlängerten Cirren

Aspidisca lynceus (Weidegänger)

Indikatoreigenschaften

- Anzeiger für gute Sauerstoffversorgung, geringe Schlammbelastung, hohes Schlammalter und stabilen Anlagenbetrieb

Merkmale

- in der Aufsicht rundliche Form, gelegentlich mit Ausbildung einer stumpfen Ecke
- Schreitcirren
- leicht gewölbter „Rücken“ ohne Rippen

Lebensweise, Ernährung

- weidet bevorzugt Bakterien und kleine Zooflagellaten an der Belebtschlammflocke ab

Verwechslungen

- *Aspidisca cicada* (mit Rippen auf dem „Rücken“), etwas kleiner als *Aspidisca lynceus*
- *Cinetochilum margaritaceum* (ohne Schreitcirren, deutlich kleiner)

Wissenswertes

- *Aspidisca lynceus* wird wegen des rundlichen und gewölbten „Rückens“ auch als Schildkrötentierchen bezeichnet
- Zellkörper ist nicht einheitlich bewimpert, stattdessen bilden mehrere Wimpern strukturelle Einheiten, die „Cirren“
- Cirren dienen der Fortbewegung (erinnert an ein Laufen mit Beinchen)

Mikroskopeinstellung

400×, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 35–50 µm

Breite: 30–45 µm

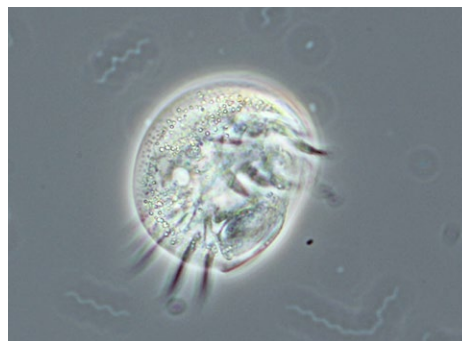


Abb. 8.205: *Aspidisca lynceus* hat im Gegensatz zu *A. cicada* einen glatten Rücken (PH, 400×).

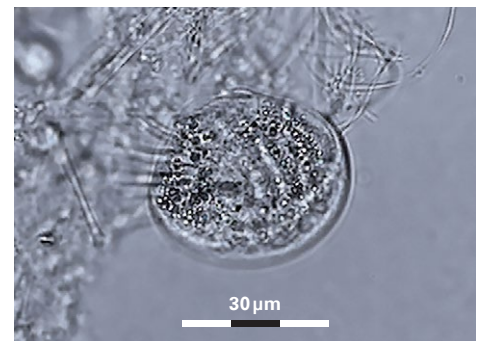


Abb. 8.206: *Aspidisca lynceus* ernährt sich als Weidegänger von Flockenbakterien (PH, 400×).

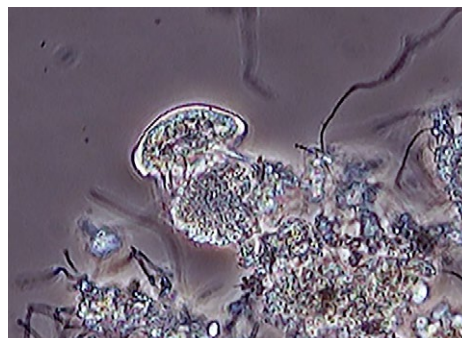


Abb. 8.207: *Aspidisca lynceus* ist häufig mit *Aspidisca cicada* vergesellschaftet, hat aber einen höheren Sauerstoffbedarf (PH, 200×).



Abb. 8.208: Die Zellform von *Aspidisca lynceus* kann an einer Stelle mit einer eckigen Kante ausgebildet sein (PH, 400×).

8.7.2 Schreitende Ciliaten

Euplotes spp. (Weidegänger)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Anzeiger für gute Sauerstoffverhältnisse in der Belebung ($O_2 > 1 \text{ mg/l}$) ■ indiziert eine geringe Schlammbelastung $B_{TS} < 0,15 \text{ kg/(kg} \times \text{d)}$ |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Körperform rundlich, oval ■ Mundfeld als kräftiges Wimpernband ausgebildet (1) ■ manche Arten mit rückseitigen Rippen (2) ■ auffällige Schreitcirren (400-fach, Phasenkontrast) (3) ■ bewegt sich ruckartig laufend |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ hält sich sowohl zwischen als auch an den Flocken auf, ist selten in Biofilmen ■ ernährt sich von Bakterien, gegebenenfalls auch von Grünalgen, Kieselalgen und Flagellaten, die mit dem Wimpernband vom Untergrund aufgewirbelt und aufgenommen werden |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ <i>Aspidisca</i> spp. hat ebenfalls Schreitcirren, beide Arten sind aber deutlich kleiner als <i>Euplotes</i> und haben kein Wimpernband |

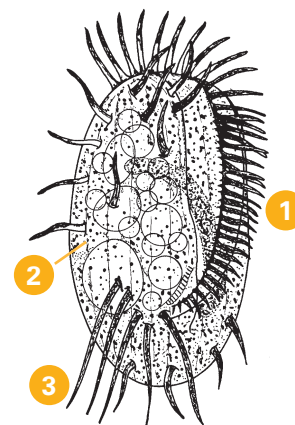


Abb. 8.209: *Euplotes* spp. mit kräftigem Wimpernband (1), rückseitigen Rippen (2) bei manchen Arten und auffälligen Schreitcirren (3)



Abb. 8.210: Manche Arten der Gattung *Euplotes* haben wie *Aspidisca cicada* einen rippenförmigen Zellrücken (HF, 400 \times).

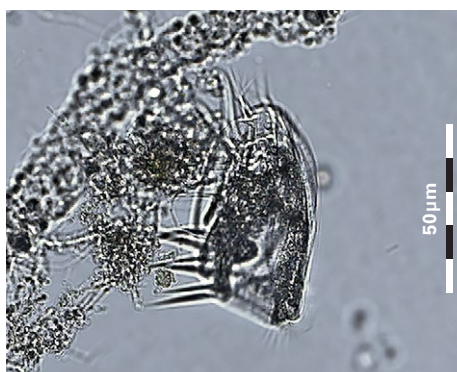


Abb. 8.211: *Euplotes* spp. läuft mit seinen kräftigen Cirren auf dem Untergrund und ernährt sich vorwiegend von Flockenbakterien (HF, 400 \times).

Mikroskopeinstellung

200 \times /400 \times , Hellfeld, Phasenkontrast

Kleine Arten

Länge: 40–70 μm

Große Arten

Länge: 90–230 μm

Verhältnis Länge: Breite etwa 1,5



Abb. 8.212: Zellen großer *Euplotes*-Arten können eine Länge von über 200 μm erreichen (PH, 400 \times).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Amphileptiden (Räuber, Weidegänger)

Indikatoreigenschaften

- meist bei mittlerer bis leicht erhöhter Schlammbelastung $B_{TS} = 0,15-0,2 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$
- treten häufig in Anlagen mit mittlerer bis niedriger O_2 -Konzentration auf

Merkmale

- Körperform länglich, schlank, leicht gebogen bis flaschenförmig, lanzettförmig
- Vorderteil beweglich, bei manchen Arten mit zum Teil verlängerten Wimpern (1)
- Mundfeld seitlich, bei manchen Arten fast bis zur Körpermitte und mit verstärkten Wimpern versehen (ähnlich einer „Pferdemähne“) (2)

Lebensweise, Ernährung

- große Arten leben räuberisch, kleine Arten (*Acineria* spp.) „stochern“ mit dem Vorderende in den Belebtschlammflocken (Weidegänger) oder schwimmen stetig suchend zwischen den Flocken
- Mundapparat ist nur beim Fressen sichtbar, sehr dehnbar und kann bis zur Körpermitte reichen
- große Individuen können dadurch ganze Köpfchen festsitzender Ciliaten verschlingen, sind danach im hinteren Körperbereich kugelig abgerundet
- Sammelgruppe mit sehr kleinen (bis $30 \mu\text{m}$), aber auch sehr großen Arten (über $300 \mu\text{m}$)

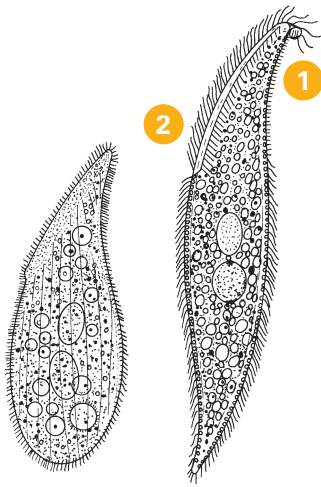


Abb. 8.213: Verschiedene Gattungen als Vertreter der räuberischen Amphileptiden

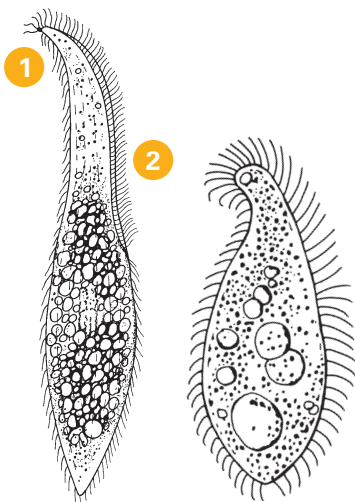


Abb. 8.214: *Litonotus* spp. (links) als Vertreter der räuberischen Amphileptiden, und *Acineria uncinata* (rechts), ein Weidegänger

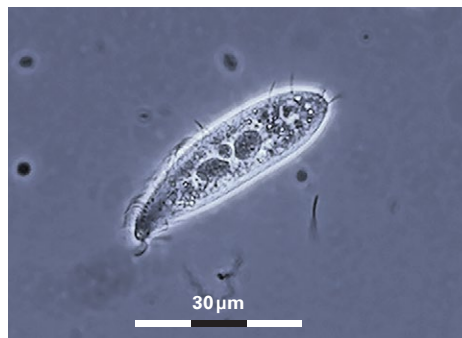


Abb. 8.215: *Acineria uncinata* gehört ebenfalls zu den Amphileptiden, ist aber sehr klein und ernährt sich von Flockenbakterien (PH, 400x).



Abb. 8.216: *Litonotus* spp. hat wie alle Amphileptiden einen biegsamen Zellkörper, der bei der Fortbewegung ausgestreckt wird (PH, 200x).

Mikroskopeinstellung

200x/400x, Phasenkontrast

Kleine Arten

Länge: 30–60 μm

Große Arten

Länge: 60–170 μm



Abb. 8.217: *Acineria uncinata* ist gut an ihrem flaschenförmigen Zellkörper erkennbar (PH, 400x).



Abb. 8.218: Größere Amphileptiden leben räuberisch, bevorzugen Glockentierchen (PH, 200x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Chilodonella-Typ (Weidegänger)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert Sauerstoffverhältnisse zwischen 1–2 mg/l in der Belebung meist bei mittlerer bis leicht erhöhter Schlammbelastung $B_{TS} = 0,15\text{--}0,2 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> asymmetrischer und im vorderen Bereich stark abgeflachter (schildmützenförmiger) Zellkörper (1) gleitend-anschmiegende Fortbewegung charakteristisch ist die „Reuse“ (stabreusenförmig ausgeprägter Mundtrichter), bei großen Formen deutlich sichtbar (2), bei kleinen Formen nur sehr schwierig erkennbar |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> Nahrung im Belebtschlamm: überwiegend Bakterien der reusenförmige Mundapparat ermöglicht die Aufnahme fadenförmiger Bakterien als Nahrung gleitet häufig über die Flocke und biegt dabei den vorderen flachen Körperbereich oft leicht nach oben |

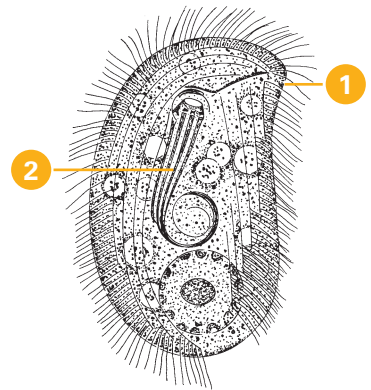


Abb. 8.219: Eine kleinere Art des Chilodonella-Typs mit Ausbuchtung am vorderen Zellkörper (1) und stabreusenförmigem Zellmund (2)

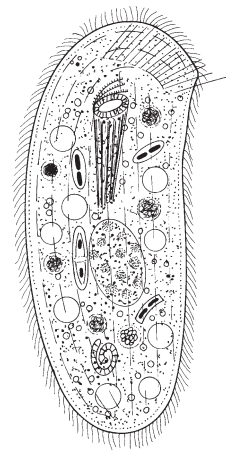


Abb. 8.220: Eine größere Art des Chilodonella-Typs



Abb. 8.221: Arten des Chilodonella-Typs gleiten ähnlich wie ein Luftkissenboot über den Untergrund (PH, 400x).



Abb. 8.222: In der Aufsicht sind Mundöffnung und Zellkern dieser kleinen Art des Chilodonella-Typs deutlich sichtbar (PH, 400x).



Abb. 8.223: Große Arten des Chilodonella-Typs ähneln den kleinen Arten in Körperform und Art der Fortbewegung, können aber bis 300 µm groß werden (PH, 200x).



Abb. 8.224: In der seitlichen Ansicht sind die abgeflachte Zellform und die reusenförmige Mundöffnung des Chilodonella-Typs gut zu erkennen (DIC, 400x).

Mikroskopeinstellung
100x/400x
Hellfeld, Phasenkontrast

Kleine Arten
Länge: 20–70 µm
Breite: 20–35 µm

Große Arten
Länge: 70–300 µm
Breite: 30–70 µm

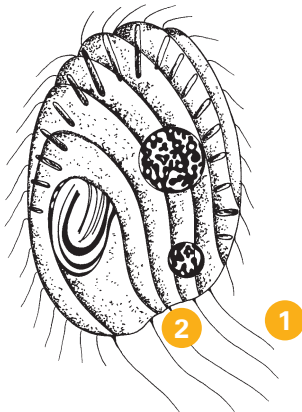


Abb. 8.225: *Cinetochilum margaritaceum* mit mehreren verlängerten Wimpern (1) und einer charakteristischen Einkerbung (2) der sonst rundlich-ovalen Zelle am unteren Körperende

Mikroskopeinstellung
400x, Phasenkontrast

Länge: 15–40 µm
Breite: 20–35 µm

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Cinetochilum margaritaceum (Generalist)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | ■ keine Indikatorfunktion |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Zelle oval-linsenförmig ■ Zelloberfläche gekerbt ■ hinterer Zellbereich mit mehreren verlängerten Schwanzwimpern (1) und seitlicher Einkerbung (2) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ bewegt sich langsam gleitend/kriechend zwischen den Flocken ■ ernährt sich überwiegend von freien Bakterien |
| Verwechslungen | ■ aufgrund von Form, Bewimperung und Bewegung leicht von anderen kleinen Ciliaten zu unterscheiden |

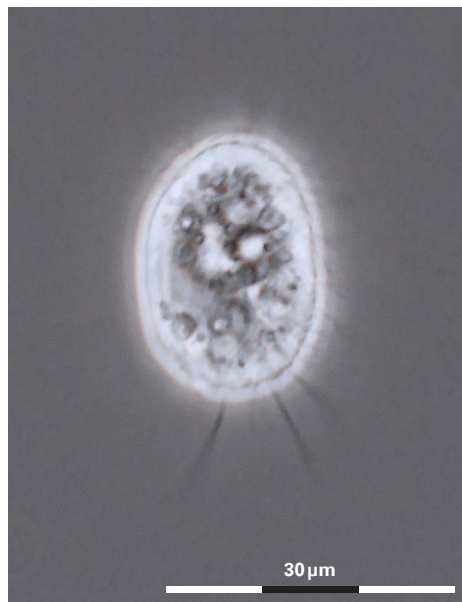


Abb. 8.226: *Cinetochilum margaritaceum* ist ein kleiner Ciliat, dessen lange Wimpern am Ende aber oft gut zu erkennen sind (PH, 400x).

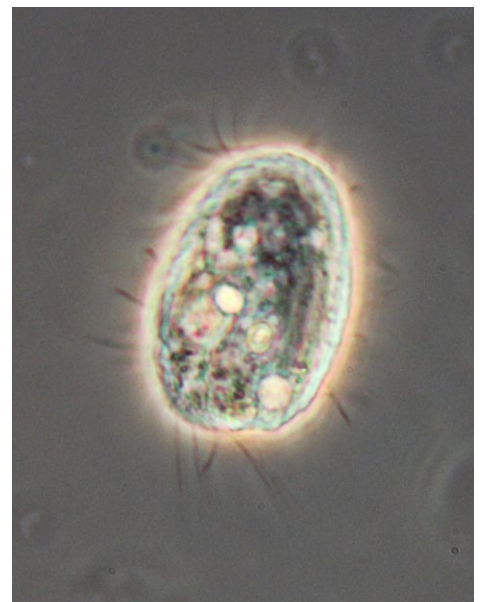


Abb. 8.227 Die asymmetrische Form des Zellkörpers mit der Einbuchtung am Zellende ist typisch für *C. margaritaceum* (PH, 400x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

| Coleps spp. (Räuber) | |
|-----------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> bevorzugt niedrig belastete Anlagen bei einer Schlammbelastung $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ meist bei guter Sauerstoffversorgung ($> 2 \text{ mg/l}$) |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Körper länglich, fass- bis tonnenförmig (1) strukturierter, gegliederter Panzer als Körperoberfläche, durch den der Zellkörper dunkel-bräunlich wirkt am Hinterende kurze Dornen (2) und eine lange Schwanzwimper (3), die aufgrund der raschen Bewegung nur selten erkennbar ist (400-fach, Phasenkontrast!) bewegt sich zügig rotierend und gleichmäßig schwimmend ohne hektische Bewegungen, oft die Richtung ändernd |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> als Nahrung dienen Bakterien und andere Ein- oder Mehrzeller, aber auch abgestorbene Organismen Ansammlungen mehrerer Individuen finden sich oft an toten Organismen, die gefressen werden |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> aufgrund der typischen Form und des dunklen Panzers gut bestimmbar |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> wird wegen des fass-/tonnenförmigen Panzers auch als „Tonnentierchen“ bezeichnet bei frisch geteilten Zellen (Querteilung) ist die eine Körperhälfte oft heller, da der frische Panzer noch nicht aufgebaut oder zunächst ungefärbt ist (Abbildung 8.230) |

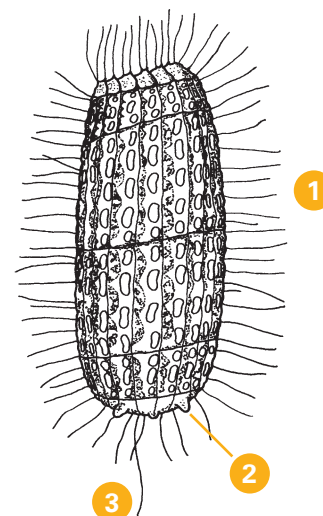


Abb. 8.228: *Coleps* spp. mit einem tonnenförmigen Zellkörper (1), kurzen Dornen am hinteren Zellende (2) und einer langen Schwanzwimper (3)



Abb. 8.229: In dieser Ansicht sind die strukturierte Panzerung und die Schwanzwimper von *Coleps* spp. gut zu erkennen (HF, 400x).



Abb. 8.230: *Coleps* spp. in Zellteilung, wobei beide Zellen noch keinen vollständigen Panzer ausgebildet haben (PH, 400x).



Abb. 8.231: Im Phasenkontrast wirkt der Panzer von *Coleps* spp. oft bräunlich (PH, 400x).

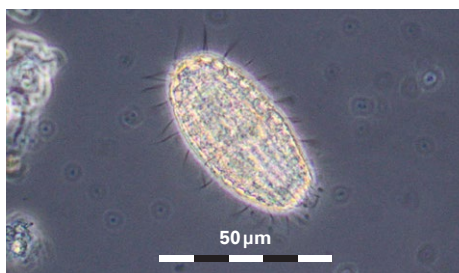


Abb. 8.232: *Coleps* spp. schwimmt bei der Nahrungssuche meist schnell umher (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung
400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 40–70 µm
Breite: 20–55 µm

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Colpidium spp., *Dexiostoma* spp. (Pionierformen)

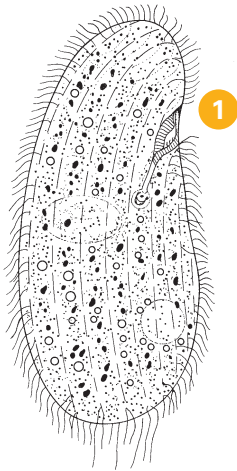


Abb. 8.233: Gattung *Colpidium* spp. mit dem Zellmund als seitliche Einbuchtung des Zellkörpers (1)

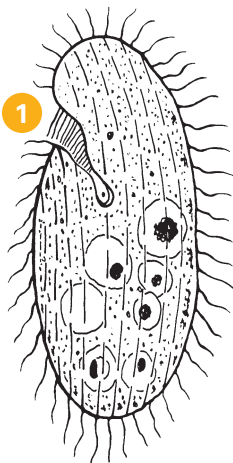


Abb. 8.234: Gattung *Dexiostoma* spp., ebenfalls mit einer seitlichen Einbuchtung im Bereich des Zellmunds (1)

Indikatoreigenschaften

- indizieren eine erhöhte Schlammbelastung $B_{TS} \gg 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ und geringes Schlammalter
- Hinweis auf Sulfide, erhöhte NH_4^+ -Konzentrationen oder NH_4^+ -Stoßbelastungen und möglicherweise auf ein gestörtes C:N:P-Verhältnis
- möglicher Hinweis auf eine geringe Säurekapazität

Merkmale

- asymmetrische, nierenförmige Zellform
- Mund seitlich in einer Einbuchtung des Zellkörpers gelegen (1)

Lebensweise, Ernährung

- typisch für Belebtschlämme von Hochlaststufen oder organisch stark belasteten/überlasteten Anlagen
- ernähren sich als Pionierformen überwiegend von Bakterien im Freiwasser

Wissenswertes

- Pionierformen treten üblicherweise in der Einfahrphase des Anlagenbetriebs auf oder zeigen im kontinuierlichen Anlagenbetrieb Stoßbelastungen an

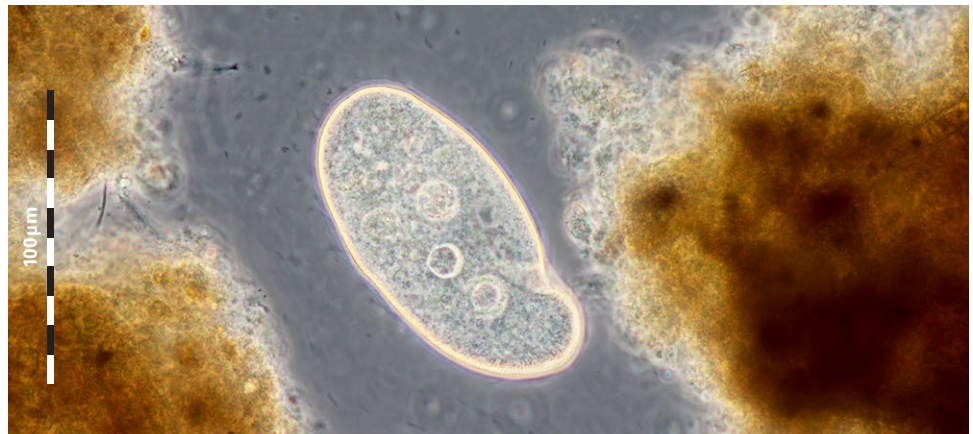


Abb. 8.235: *Colpidium* spp. hat eine ähnliche Körperform wie *Dexiostoma* spp., ist aber größer und plumper (PH, 400×).

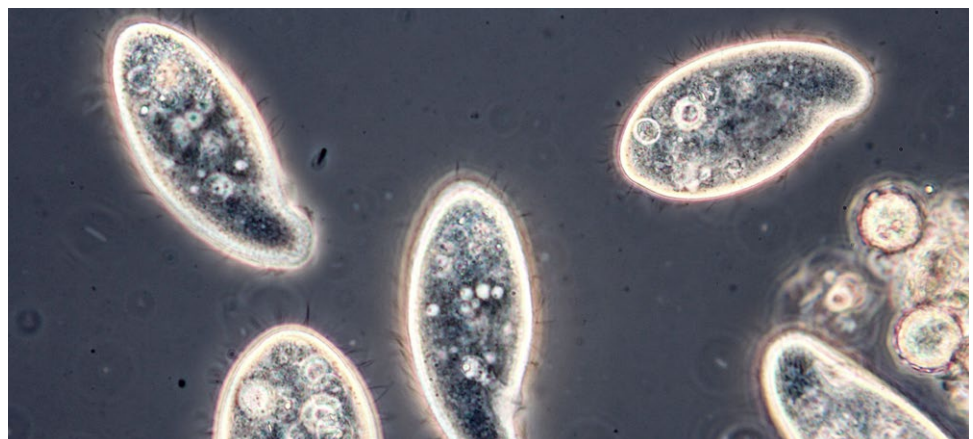


Abb. 8.236: *Dexiostoma* spp. kann in großer Anzahl auftreten und kommt meist während der Einfahrphase, bei starker Belastung oder in Hochlaststufen zweistufiger Anlagen vor (PH, 400×).

Mikroskopeinstellung

200×/400×, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 50–120 µm

Breite: 20–60 µm

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Cyclidium spp. (Pionierformen)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Vorkommen in stärker belasteten Belebungsanlagen $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$, in Nachklärbecken und in Schönungsteichen ■ tritt oft während der Einarbeitungsphase in Anlagen auf |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ Körper länglich oval ■ auffälliges Mundsegel, das vom Zellkörper abgespreizt wird (1) ■ verlängerte Schwanzwimper (2) ■ typisch springende Bewegung mit anschließendem Verharren, bei denen die Cilien (3) abgespreizt werden |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ ernährt sich als Pionierform überwiegend von Bakterien im Freiwasser, die sie mit dem „Mundsegel“ in die Mundöffnung einstrudelt |

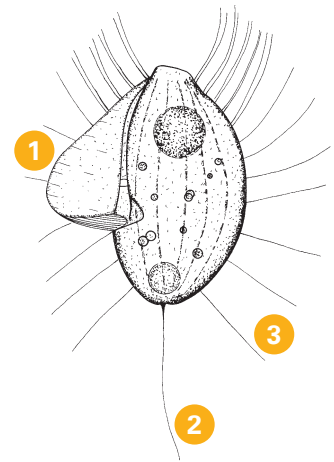


Abb. 8.237: *Cyclidium* spp. mit Mundsegel (1), langer Schwanzwimper (2) und abgespreizten Körperwimpern (3)



Abb. 8.238: In dieser Einstellung ist das Mundsegel von *Cyclidium* spp. gut erkennbar (PH, 400x).

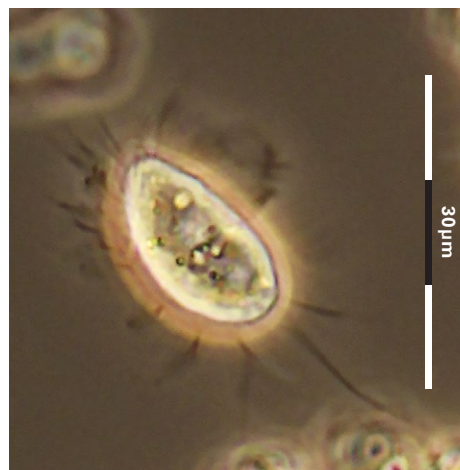


Abb. 8.239: *Cyclidium* spp. ist ein kleiner Ciliat und gehört zu den Pionierformen (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung 400x, Phasenkontrast

Länge: 14–30 µm
Breite: 6–16 µm

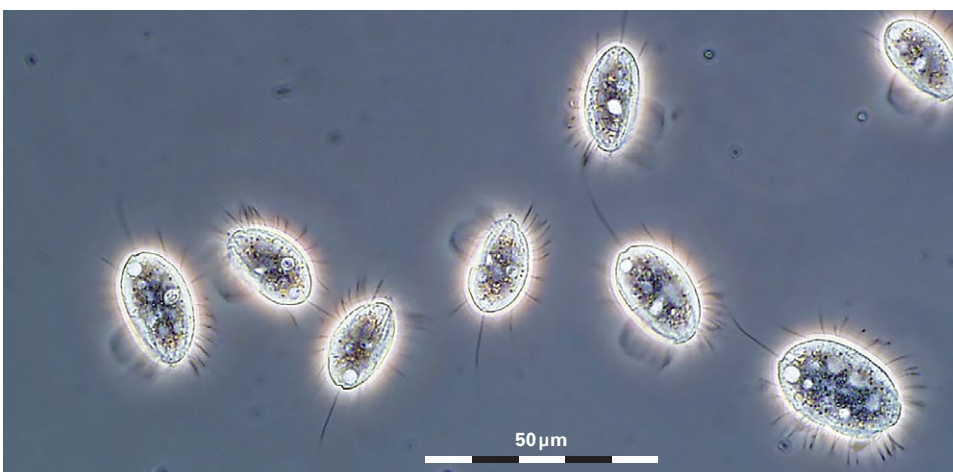


Abb. 8.240: Mehrere *Cyclidium*-Individuen zeigen deutliche Größenunterschiede. Auch sind in diesem Präparat die verlängerten Schwanzwimpern gut zu sehen (PH, 400x).

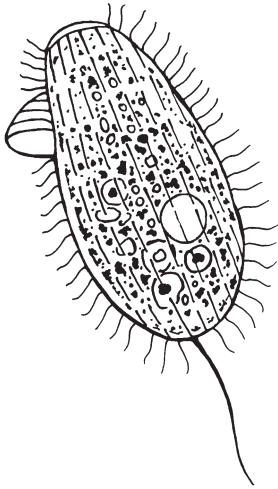


Abb. 8.241: *Dextiostrich* spp.

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Dextiostrich spp. (Pionierformen)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert eine hohe Schlammbelastung bei niedriger O_2-Konzentration kann Sulfide und höhere NH_4^+-Konzentrationen oder NH_4^+-Stoßbelastungen anzeigen kommt typischerweise bei instabilen Betriebsverhältnissen vor |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Körper länglich, fast parallelseitig bis eiförmig manche Arten mit ringförmigen Granula im Zellplasma vorne seitliches eingezogenes Mundfeld mit kleiner Membran verlängerte Schwanzwimper |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> frisst überwiegend Bakterien |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> kann aufgrund der Zellform und der Schwanzwimper mit <i>Uronema</i> sp. verwechselt werden bei Vorhandensein der auffälligen Granula kaum zu verwechseln |

Mikroskopeinstellung 400x, Phasenkontrast

Länge: 40–80 μm
Breite: 15–30 μm



Abb. 8.242: *Dextiostrich* spp. ist ein kleiner Ciliat, der zu den Pionierformen gehört (PH, 400x).



Abb. 8.243: Zur Ernährung werden meist Bakterien in das Mundfeld eingestrudelt.



Abb. 8.244: Die Membran des Mundfeldes und die verlängerte Schwanzwimper von *Dextiostrich* spp. sind gut zu erkennen (PH, 400x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Drepanomonas revoluta (Generalist)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> keine Indikatorfunktion |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Gestalt asymmetrisch/halbmondförmig, mit Vorsprüngen auf einer Seite Mundapparat etwa in Körpermitte (1) Körperoberfläche ausgeprägt gefurcht |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> frisst Bakterien |

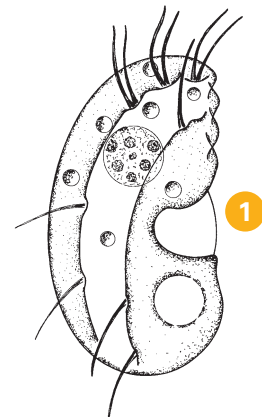


Abb. 8.245: *Drepanomonas revoluta* mit asymmetrischem Zellkörper und Mundapparat (**1**)

Mikroskopeinstellung
400x, Phasenkontrast

Länge: 20–35 µm
Breite: 10–15 µm



Abb. 8.246: *Drepanomonas revoluta* kann sehr gut anhand seiner halbmondförmigen, asymmetrischen Körperform bestimmt werden (HF, 400x).



Abb. 8.247: *Drepanomonas revoluta* gehört zu den Generalisten, die bei vielfältigen Umweltbedingungen lebensfähig sind (PH, 400x).



Abb. 8.248: *Drepanomonas revoluta* ist ein sehr kleiner Ciliat, der immer wieder im Belebtschlamm auftritt (PH, 400x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Glaucoma spp. (Pionierformen)

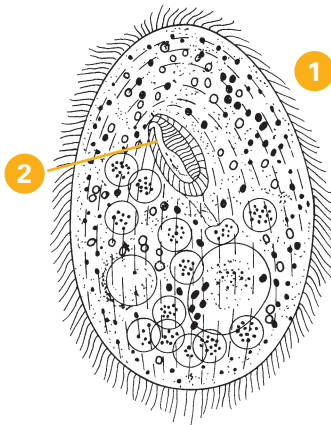


Abb. 8.249: *Glaucoma* spp. mit eiförmigem Zellkörper (1) und schräg liegendem Zellmund (2)

Indikatoreigenschaften

- Anzeiger einer erhöhten Schlammbelastung von $B_{TS} \gg 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ bei geringen O_2 -Konzentrationen $< 1 \text{ mg/l}$
- indiziert Sulfide und erhöhte NH_4^+ -Konzentrationen
- Anzeiger von Stoßbelastungen und geringem Schlammalter
- typische Pionierform während der Einarbeitungsphase oder in der Hochlaststufe zweistufiger Anlagen
- kann bei Massenvorkommen auf eine Schädigung der übrigen Biozönose hinweisen

Merkmale

- ei- bis birnenförmig (1)
- kleiner schräger Mundbereich (400-fach!) (2) mit auffällig „flackerndem“ Mundorganell (400-fach!)

Lebensweise, Ernährung

- schwimmt stetig und lebhaft zwischen den Schlammflocken

Mikroskopeinstellung 400x, Phasenkontrast

Länge: 40–75 μm
Breite: 25–45 μm

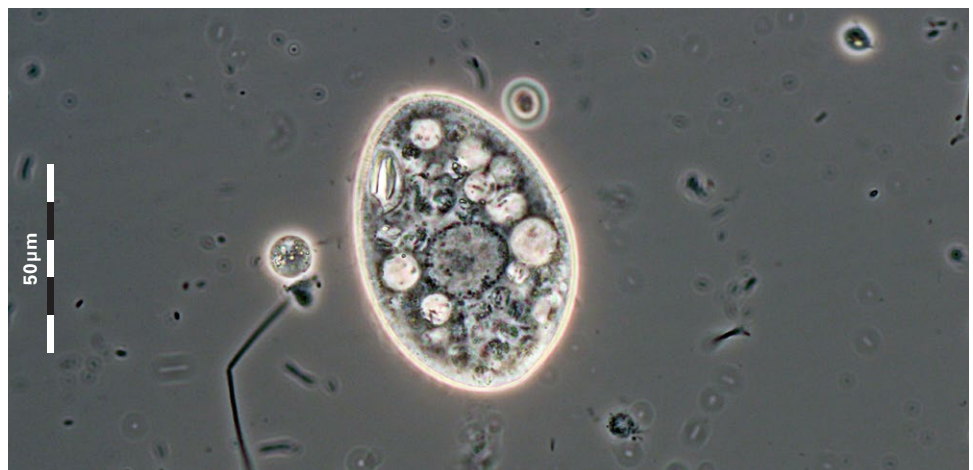


Abb. 8.250: Das auffällig gegeneinander „flackernde“ Mundorganell ist ein gutes Bestimmungsmerkmal für *Glaucoma* spp. (PH, 400x).

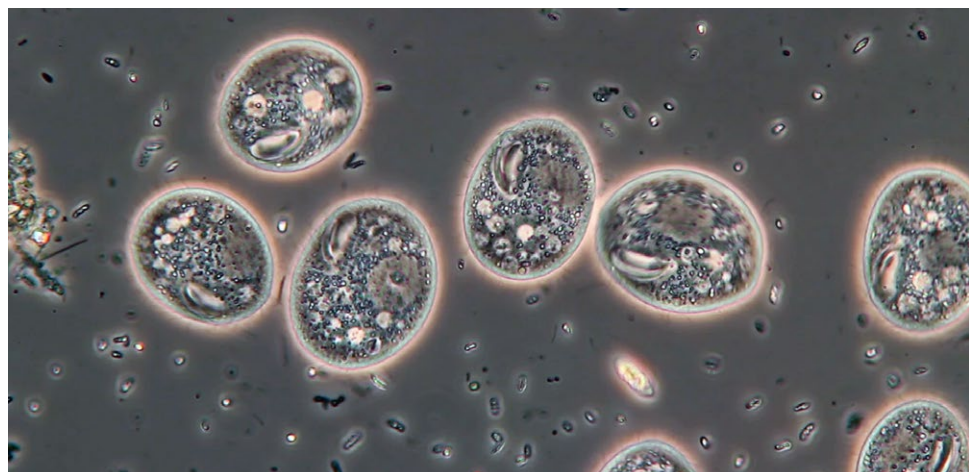


Abb. 8.251: *Glaucoma* spp. kann in großer Anzahl auftreten und kommt meist während der Einfahrphase, bei starker Belastung oder in Hochlaststufen zweistufiger Anlagen vor (PH, 400x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Holophryiden (Räuber)

- Indikatoreigenschaften
- kommen bevorzugt in Anlagen mit mittlerer bis erhöhter Schlammbelastung $B_{TS} = 0,15-0,2 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ und bei O_2 -Konzentrationen von 1–2 mg/l vor
 - zeigen ein erhöhtes Schlammalter und einen stabilen Betrieb an
 - bei Auftreten in größerer Anzahl Hinweis auf Sulfide und erhöhte NH_4^+ -Konzentrationen

- Merkmale
- Körper länglich oval bis eiförmig-rundlich, oft leicht bräunlich gefärbt
 - mehrere verlängerte Wimpern am Hinterende (400-fach, Phasenkontrast!)
 - Mundreize am Vorderende (1) (400-fach, Phasenkontrast!)
 - auffällige kontraktile Vakuole am Hinterende (2)
 - schnelle, gleichmäßige um die Längsachse rotierende Schwimmbewegungen

- Lebensweise, Ernährung
- als Nahrung dienen meist andere Einzeller (Schlammeinzelzellen, andere Ciliaten, Flagellaten, Kieselalgen...), insbesondere Glockentierchen

- Wissenswertes
- bilden nach der Nahrungsaufnahme runde, unbewegliche Verdauungszysten

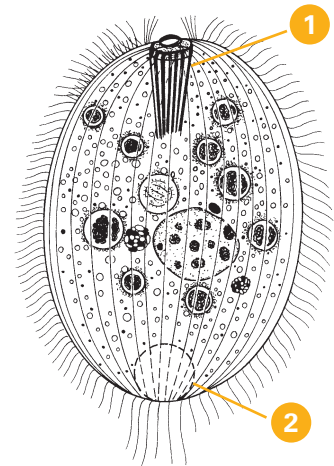


Abb. 8.252: Holophryiden mit Mundreize am Vorderende und auffälliger kontraktile Vakuole am Hinterende



Abb. 8.253: Holophryiden schwimmen meist schnell umher (HF, 200×).

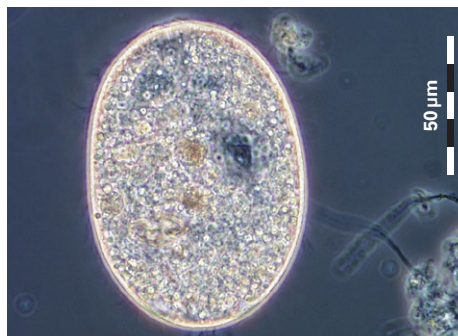


Abb. 8.254: Holophryiden fallen oft durch ihre bräunliche Färbung auf (PH, 200×).

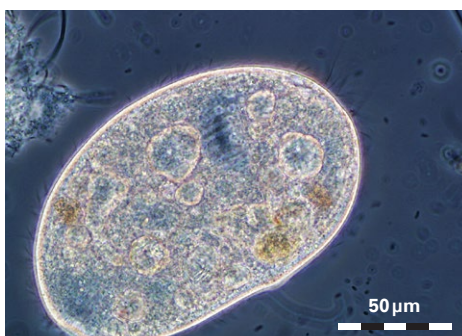


Abb. 8.255: Der Zellkörper der Holophryiden ist eiförmig-oval geformt (PH, 200×).



Abb. 8.256: Sie sind gefräßige Räuber, ernähren sich bevorzugt von Glockentierchen (PH, 100×).

Mikroskopeinstellung
400×, Phasenkontrast

Länge: 70–250 µm
Breite: 40–100 µm

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Hypotriche Ciliaten (Allesfresser)

Indikatoreigenschaften

- keine (diese Gruppe enthält viele schwer bestimmbare Arten, die unterschiedliche Indikatoreigenschaften haben und deshalb als Gruppe nicht für die Beurteilung herangezogen werden können)

Merkmale

- länglich oval, auffälliges Wimpernband (1),
- unruhige, oft unstete, schnelle, ruckartige Bewegungsweise
- mit auffälligen Schreitcirren

Lebensweise, Ernährung

- vielfältiges Nahrungsspektrum (Bakterien, Diatomeen, andere Algen, Hefen, Flagellaten, andere Ciliaten und weitere)

Verwechslungen

- im Belebtschlamm eher selten, aber durch ihre typische Bewegung meist gut zu erkennen
- werden systematisch den schreitenden Ciliaten zugeordnet

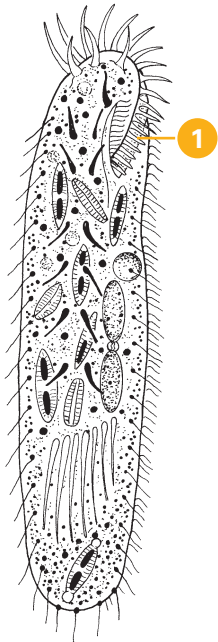


Abb. 8.257: Hypotricher Ciliat mit länglich ovalem, auffälligem Wimpernband (1)

Mikroskopeinstellung
200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 50–400 µm

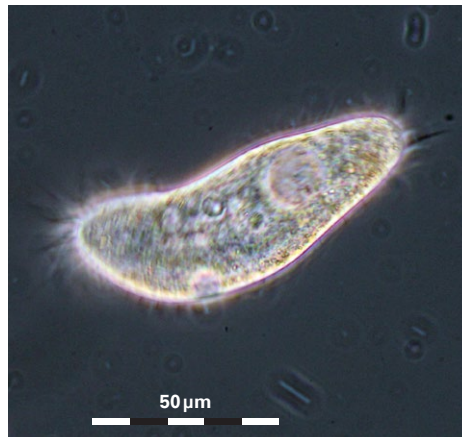


Abb. 8.258: Hypotriche Ciliaten sind schwer bestimmbar. Die Arten haben unterschiedliche Indikatoreigenschaften (PH, 200x).



Abb. 8.259: Hypotriche können sich mithilfe ihrer Cirren fortbewegen („laufen“; PH, 200x).

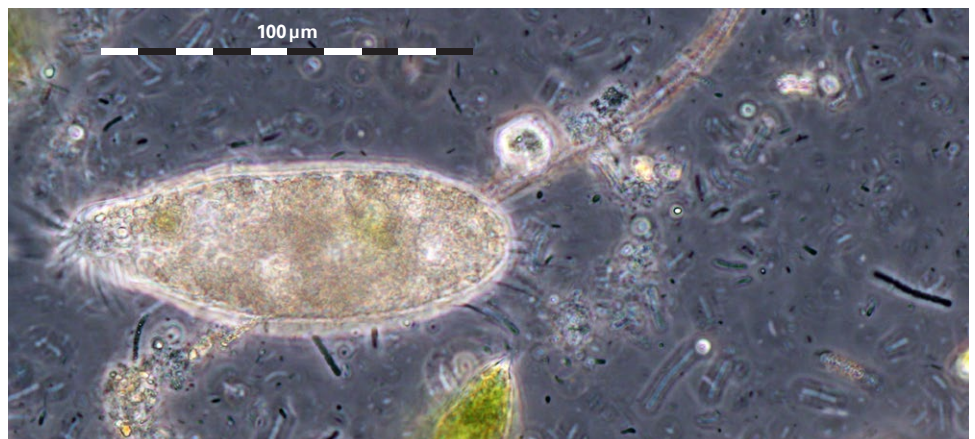


Abb. 8.260: Hypotriche fallen durch ihre unruhige, oft ruckartige Bewegungsweise auf (PH, 400x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Metopus spp. (Faulschlammbewohner)

- Indikatoreigenschaften
- Indikation anoxischer oder anaerober Verhältnisse (O_2 -Konzentration $\ll 0,5 \text{ mg/l}$) und erhöhter Schlammbelastung $B_{TS} \gg 0,2 \text{ kg/(kg} \times \text{d)}$
 - Hinweis auf Sulfide, H_2S , hohe NH_4^+ -Konzentrationen, angefaultes Abwasser
 - kann in Belebungsanlagen auf permanente Schlammablagerungen infolge mangelnder Durchmischung hinweisen

- Merkmale
- Körper länglich gedreht mit Mundfalte (1)
 - Vorderende mit lichtbrechenden Einschlüssen, die bei geringer Vergrößerung schwarz erscheinen
 - kontraktile Vakuole am Hinterende

- Lebensweise, Ernährung
- frisst überwiegend Schwefelbakterien, auch kleine Flagellaten, Grünalgen und Detritus

- Verwechslungen
- aufgrund der typischen Gestalt und Schwimmbewegung leicht bestimmbar

- Wissenswertes
- fakultativ anaerober Organismus, der auch hohe H_2S -Konzentrationen toleriert

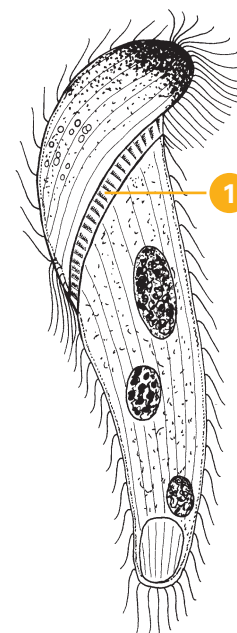


Abb. 8.261: *Metopus* spp. mit Mundfalte (1)



Abb. 8.262: *Metopus* spp. ist ein Faulschlammbewohner, sein Vorkommen im Belebtschlamm deutet auf anaerobe Bedingungen hin (PH, 200x).

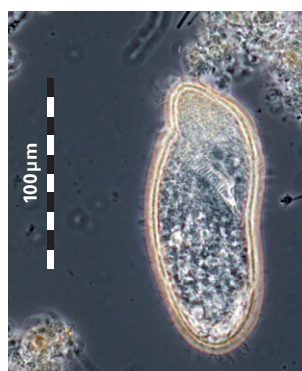


Abb. 8.263: Der Zellkörper von *Metopus* spp. ist sehr biegsam (PH, 200x).



Abb. 8.264: *Metopus* spp. hat einen auffällig gedrehten Körper mit Mundfalte (DIC, 400x).

Mikroskopeinstellung
200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 50–300 µm
Breite: 18–80 µm

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Paramecium spp. (Pionierformen)

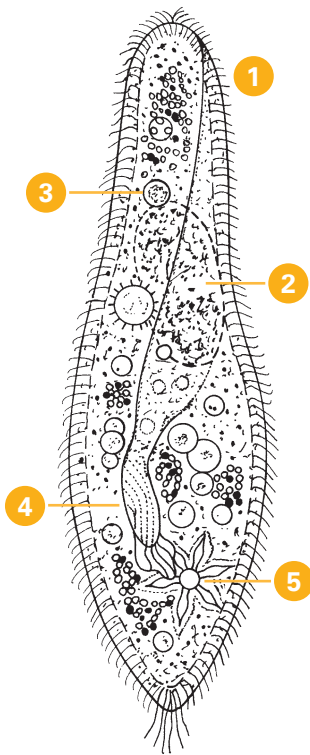


Abb. 8.265: *Paramecium* spp. mit dicht bewimpertem Zellkörper (1), Großkern (2), Nahrungsvakuole (3), Mundfalte (4) und kontraktile Vakuole (5)

Indikatoreigenschaften

- indiziert niedrige O_2 -Konzentrationen ($O_2 < 1 \text{ mg/l}$) und Schlammbelastungen von $B_{TS} \gg 0,15 \text{ kg/(kg} \times \text{d)}$
- toleriert höhere NH_4^+ -Belastungen und kann in der Einarbeitungsphase oder in Hochlaststufen zweistufiger Anlagen zahlreich vorkommen

Merkmale

- Körper ist einheitlich dicht bewimpert (1)
- im vorderen Zelldrittel liegen der Großkern (2) und eine Nahrungsvakuole (3)
- die Körperform ist länglich pantoffelförmig oder schief eiförmig, mit typischer Mundfalte (4)
- im hinteren Drittel befindet sich eine auffällige, kontrahierende Vakuole (5)

Lebensweise, Ernährung

- strudelt Bakterien aus der freien Wasserphase ein
- in schwach belasteten Anlagen kann gelegentlich auch die durch symbiontische Algen grün gefärbte Art *Paramecium bursaria* vorkommen

Verwechslungen

- von der Zellform ähnlich sind Arten der selteneren, sauerstoffbedürftigen Gattung *Frontonia*, der aber die für *Paramecium* typische Mundfalte fehlt

Wissenswertes

- das „Schmutz-Pantoffeltierchen“ *Paramecium putrinum* ist leicht durch eine Ansammlung dunkler Zellbestandteile am Hinterende der Zelle zu erkennen (Abbildung 8.268)

Mikroskopeinstellung
200x/400x, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 80–250 μm
Breite: 40–80 μm



Abb. 8.266: Der Zellmund des Pantoffeltierchens *Paramecium* spp. ist seitlich zu erkennen, daneben befindet sich der Großkern (PH, 200x).



Abb. 8.267: *Paramecium* spp. ernährt sich hauptsächlich von Bakterien, die eingestrudelt werden (PH, 200x).

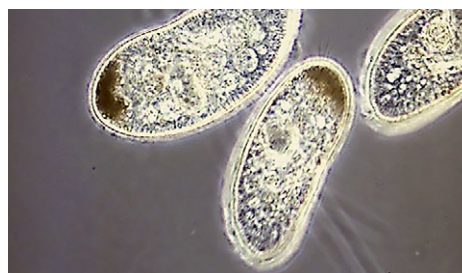


Abb. 8.268: Das „Schmutz-Pantoffeltierchen“ (*P. putrinum*) ist anhand der dunklen Einschlüsse am Zellende gut zu bestimmen (PH, 200x).



Abb. 8.269: *Paramecium* „stochern“ auf der Suche nach Nahrung häufig in den Flocken (PH, 200x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Plagiocampa spp. (Räuber)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Indikator für mittlere bis geringe Schlammbelastung ■ zeigt gute Sauerstoffversorgung (> 2 mg/l) an ■ indiziert erhöhtes Schlammalter und stabilen Betrieb |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ schlank-ovale Körperform ■ längere Schwanzwimper (400-fach, Phasenkontrast) ■ stark dehnbare Mundspalte seitlich versetzt am Vorderende (nur bei Nahrungsaufnahme erkennbar) ■ extrem schnell schwimmend |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ ernährt sich räuberisch meist von anderen Einzellern (Flagellaten, Glockentierchen, Weidegängern) ■ schwimmt üblicherweise sehr schnell umher ■ manchmal versuchen mehrere Individuen gleichzeitig, denselben Beuteorganismus zu verschlingen |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ aufgrund des schnellen Schwimmverhaltens ist eine genaue Beobachtung oft nur während der Nahrungsaufnahme möglich ■ ähnelt in der Körperform und nach dem Bewegungsverhalten den Holophryiden, ist aber deutlich kleiner und nie dunkel gefärbt |

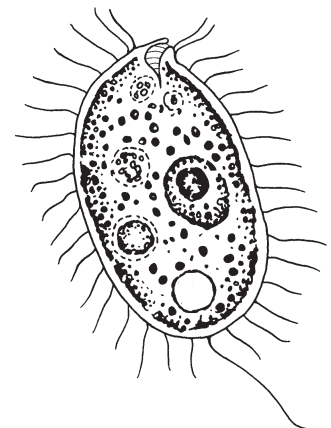


Abb. 8.270: *Plagiocampa* spp. mit schlank-ovaler Körperform und einer langen Schwanzwimper

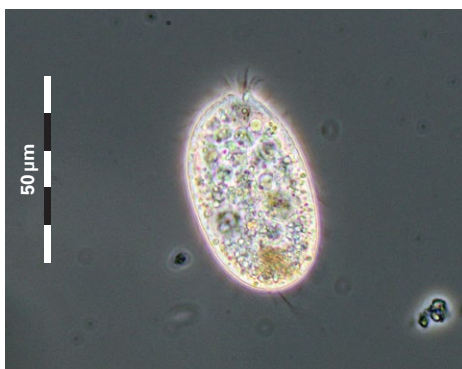


Abb. 8.271: *Plagiocampa* spp. ernährt sich räuberisch und schwimmt meist sehr schnell umher (PH, 400x).

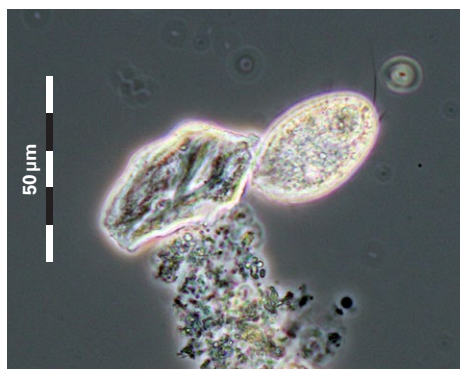


Abb. 8.272: *Plagiocampa* spp. erinnert optisch und vom Verhalten her an Holophryiden, ist aber deutlich kleiner (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung 400x, Phasenkontrast

Länge: 35–50 µm
Breite: 15–25 µm



Abb. 8.273: Der sehr dehnbare Mundbereich ermöglicht es *Plagiocampa* spp., auch deutlich größere Beuteorganismen in sich aufzunehmen, was aber im abgebildeten Fall gescheitert ist (PH, 200x).

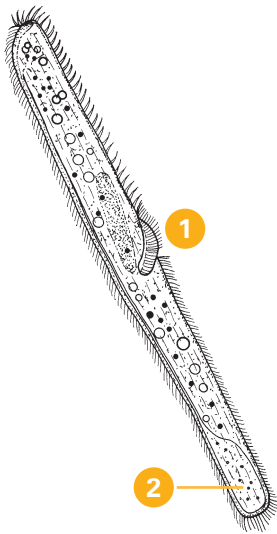


Abb. 8.274: *Spirostomum* spp. mit seitlicher Mundfalte bis zur Körpermitte und großer kontraktile Vakuole am Hinterende

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Spirostomum spp. (Filterierer)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ Schwefelwasserstoff-tolerant, kann angefaultes Abwasser anzeigen ■ kommt typischerweise bei erhöhter Schlammbelastung $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ vor ■ indiziert geringe O_2-Konzentrationen ($< 1 \text{ mg/l}$) und instabilen Anlagenbetrieb mit erhöhten NH_4^+-Konzentrationen oder NH_4^+-Stoßbelastungen |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ mit bis zu $600 \mu\text{m}$ Länge auffällig große Form ■ Körper stabförmig länglich, wurmförmig ■ Mundfalte seitlich, reicht bis zur Körpermitte (1) ■ große, unregelmäßig geformte Vakuole am Hinterende (2) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ frisst vorwiegend Bakterien, aber auch Algen und gegebenenfalls Flagellaten |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ aufgrund der Körperform und Größe gut bestimm- bare Gattung |

Mikroskopeinstellung
100x/200x, Hellfeld, Phasen-
kontrast

Länge: 200–600 μm
Breite: 25–50 μm



Abb. 8.275 *Spirostomum* spp. hat einen wurmförmigen, sehr großen Zellkörper (PH, 200x).



Abb. 8.276: *S. spp.* ist tolerant gegen Fäulnis und zeigt angefaultes Abwasser an (HF, 200x).



Abb. 8.277: Die typisch geformte, sehr große kontraktile Vakuole am Hinterende ist ein gutes Bestimmungsmerkmal für *S. spp.* (PH, 200x).

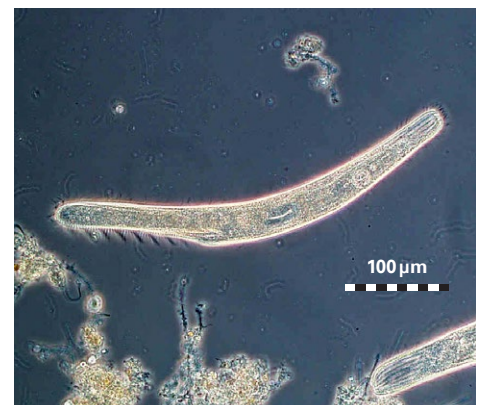


Abb. 8.278: Die seitliche Mundfalte von *Spirostomum* spp., die etwa bis zur Körpermitte reicht, hat eine spezielle Bewimperung (PH, 100x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Tetrahymena spp. (Pionierformen)

- Indikatoreigenschaften
- indiziert hohe Schlammbelastungen bei niedriger O_2 -Konzentration
 - zeigt Sulfide und erhöhte NH_4^+ -Konzentrationen an
 - weist auf ein gestörtes C:N:P-Verhältnis und geringes Schlammalter hin
 - kann bei Massenvorkommen auf eine Schädigung der übrigen Biozönose hinweisen
 - Vorkommen im Hochlastbereich von Kläranlagen oder in der Einfahrphase

- Merkmale
- Körper eiförmig
 - kleiner Zellmund im vorderen Drittel mit unauffälligem Mundsegel (400-fach, Phasenkontrast)
 - bewegt sich eher langsam (im Gegensatz zu freischwimmenden räuberischen Formen wie *Plagiocampa*)
 - in der Regel keine Schwanzwimper (eine seltene Art mit Schwanzwimper)

- Lebensweise, Ernährung
- frisst Bakterien

- Verwechslungen
- von anderen kleinen freischwimmenden Wimpertierchen (z. B. *Plagiocampa*) aufgrund der in der Regel fehlenden Schwanzwimper, des unterschiedlichen Schwimmverhaltens gut zu unterscheiden
 - im Belebtschlamm niedrig belasteter Anlagen relativ selten

- Wissenswertes
- parasitieren auch auf Fischen

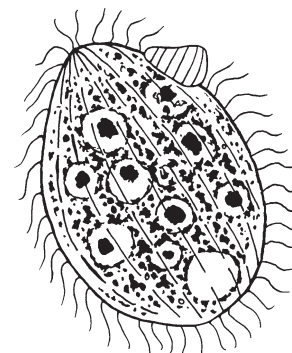


Abb. 8.279: *Tetrahymena* spp. mit eiförmigem Zellkörper und kleinem Mundsegel am Zellmund

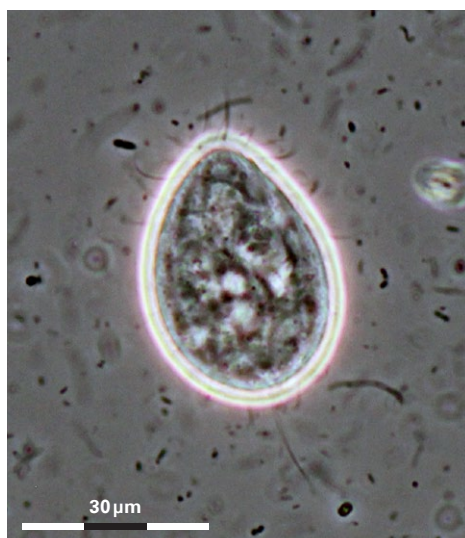


Abb. 8.280: *Tetrahymena* spp. kann in großer Anzahl auftreten und kommt meist während der Einfahrphase, bei starker Belastung oder in Hochlaststufen vor (PH, 400×).

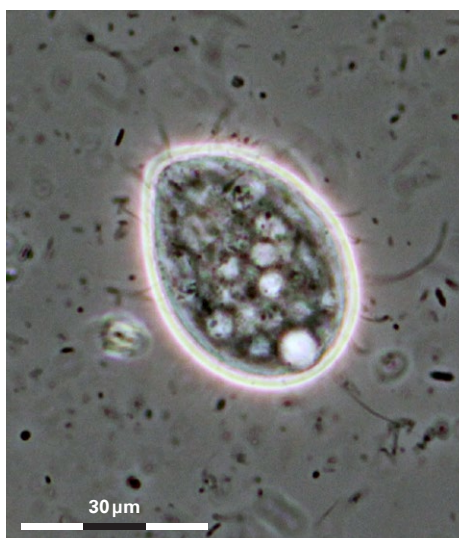


Abb. 8.281: *Tetrahymena* spp. kommt häufig in Vergesellschaftung mit *Glaucoma* spp. vor (PH, 400×).

Mikroskopeinstellung 400×, Phasenkontrast

Länge: 40–60 µm
Breite: 20–30 µm

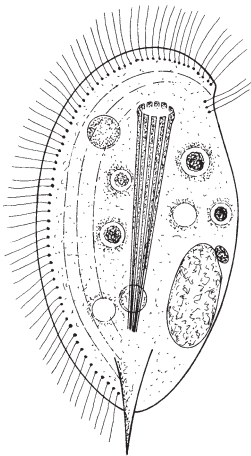


Abb. 8.282: *Trochilia minuta* mit reusenförmigem Mundbereich und Dorn am Zellende

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Trochilia minuta (Weidegänger)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indiziert erhöhte Schlammbelastung bei guter Sauerstoffversorgung und geringem Schlammalter |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> Körper oval bis länglich-eiförmig am Körperende ein kurzer kräftiger beweglicher „Dorn“ (400-fach, Phasenkontrast!) zwei seitlich gelegene kontraktile Vakuolen (schwer zu erkennen) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> frisst Bakterien gleitend-kriechende Bewegung auf den Belebtschlammflocken mit Hilfe des beweglichen Dorns |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> Bewegung und Dorn sehr typisch durch die sehr kleine Körpergröße nicht immer gut von anderen kleinen Ciliaten zu unterscheiden |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> bevorzugt kühlere Temperaturen |

Mikroskopeinstellung

400x/1.000x, Phasenkontrast

Länge: 15–40 µm

Breite: 11–17 µm



Abb. 8.283: In der seitlichen Darstellung sind der reusenförmige Mundbereich und der Dorn am hinteren Zellende von *Trochilia minuta* gut zu sehen (PH, 1.000x).



Abb. 8.284: *Trochilia minuta* ernährt sich als Weidegänger von Flockenbakterien (PH, 1.000x).

8.7.3 Schwimmende/gleitende Ciliaten

Uronema spp. (Pionierformen)

Indikatoreigenschaften

- Indikator für Sulfide, erhöhte NH_4^+ -Konzentrationen und NH_4^+ -Stoßbelastungen
- zeigt erhöhte Schlammbelastung bei O_2 -Konzentrationen $< 1 \text{ mg/l}$
- tritt verstärkt auf bei geringem Schlammalter, gestörtem C:N:P-Verhältnis
- Massenvorkommen zeigt eine sonst geschädigte Lebensgemeinschaft an

Merkmale

- Körper länglich-oval mit schmalerem Vorderende
- Vorderrand unbewimpert und leicht schräg abgestutzt (Frontalplatte) (1)
- Zelmund klein, in vorderer Körperhälfte, in kleine Einbuchtung eingesenkt (2)
- verlängerte Schwanzwimper (3)
- auffällige, kontraktile Vakuole im hinteren Körperende
- bewegt sich hastig hin und her schwimmend, springt aber nicht wie *Cyclidium*
- kann Wimpern auffällig abspitzen

Lebensweise, Ernährung

- frisst Bakterien und kleine Flagellaten

Verwechslungen

- von anderen kleinen freischwimmenden Ciliaten mit länglicher Körperform, insbesondere *Dexiotricha*, *Cyclidium* und *Calyptotricha* (Abbildung 8.289), nicht immer gut zu unterscheiden

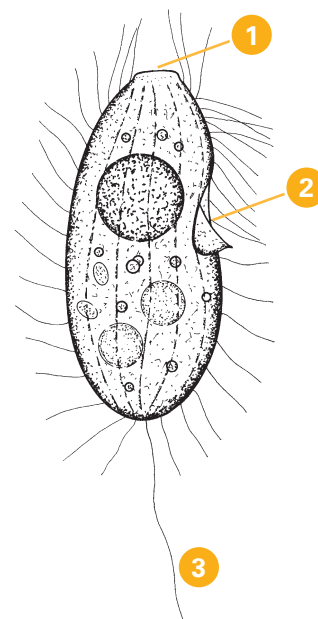


Abb. 8.285: *Uronema* spp. mit Frontalplatte (1), Zelmund (2) und verlängerter Schwanzwimper (3)

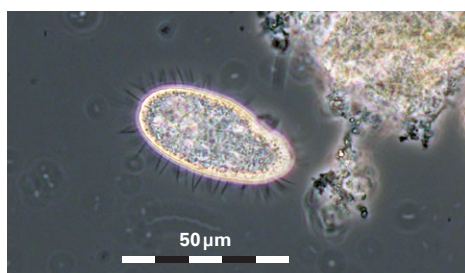


Abb. 8.286: In der seitlichen Ansicht sind das kleine Mundsegel und die abgeflachte Kopfplatte von *Uronema* spp. gut zu erkennen (PH, 400x).

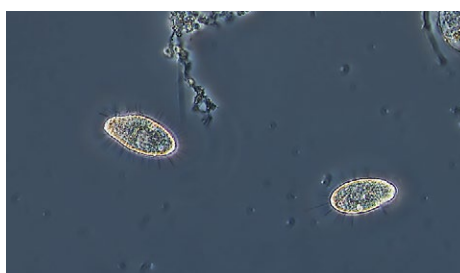


Abb. 8.287: *Uronema* spp. tritt häufig bei geringem Schlammalter und bei einem gestörten C:N:P-Verhältnis auf (PH, 200x).



Abb. 8.288: Die verlängerte Schwanzwimper von *Uronema* spp. ist nicht immer deutlich zu sehen (PH, 400x).



Abb. 8.289: *Calyptotricha lanuginosa* sieht *Uronema* ähnlich, hat aber zwei verlängerte, nach vorn gerichtete Wimpern (PH, 400x).

Mikroskopeinstellung 400x, Phasenkontrast

Länge: 25–50 µm
Breite: 15–25 µm

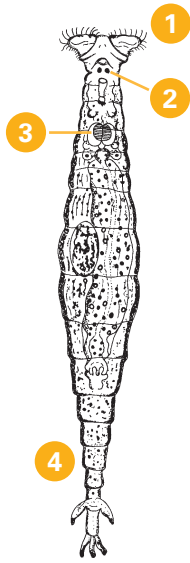


Abb. 8.290: Rotaria-Typ mit zwei Räderorganen (1), zwei roten Augenflecken (2), dem Kaumagen (3) und dem Fuß mit Zehen (4)

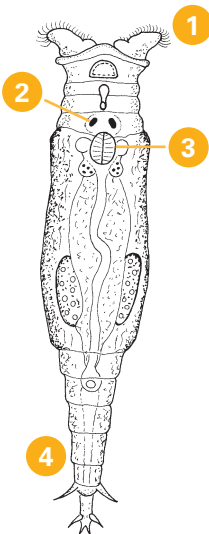


Abb. 8.291: Philodina spp., ebenfalls zum Rotaria-Typ gehörig, mit Augenflecken (2) vor dem Kaumagen (3)

Mikroskopeinstellung
100x/200x, Hellfeld

Länge: 120–1.600 µm

8.8 Rotatorien (Rädertiere)

Rotaria-Typ (Mehrzeller, Filtrierer)

Indikatoreigenschaften

- tritt bei stabilem Betrieb, hohem Schlammalter und einer geringen Schlammbelastung $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ auf
- manche Arten tolerieren geringe O_2 -Konzentrationen

Merkmale

- langgestreckter, zusammenziehbarer Körper
- zwei Räderorgane, die beim Herbeistrudeln von Nahrung und beim Schwimmen sichtbar sind und eingezogen werden können (1)
- zwei rote Augenflecken vor dem Kaumagen oder am Vorderende (2)
- auffälliger Kaumagen mit typischer Bewegung im Körpervorderende (3)
- Hinterende mit gegliedertem „Fuß“ (4) (bei manchen Arten auch als „Greifschwanz“ bezeichnet) und „Zehen“; der „Fuß“ ist teleskopartig einziehbar

Lebensweise, Ernährung

- strudelt mit dem Räderorgan hauptsächlich Bakterien, daneben auch Zooflagellaten und organische Partikel in den Schlund
- manchmal „raupenartige“ Fortbewegung; zum Schwimmen wird der Fuß eingezogen

Verwechslungen

- aufgrund der typischen Form und des Körperaufbaus (immer mit „Zehen“) gut erkennbar

Wissenswertes

- im Körper der Tiere sind manchmal Eier (Gattung *Philodina*) oder lebende Jungtiere (Gattung *Rotaria*, lebendgebärend) sichtbar

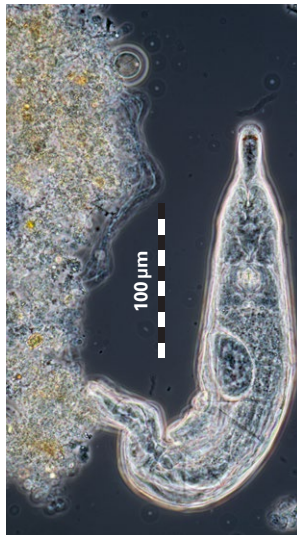


Abb. 8.292: Rädertierchen des Rotaria-Typs können ihr Räderorgan einziehen, wodurch das Vorderende wurmart verlängert wirkt (PH, 200x).

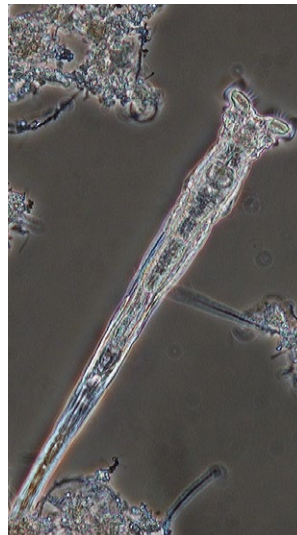


Abb. 8.293: Rotaria spp. ist lebendgebärend und ein Indikator für ein hohes Schlammalter (PH, 100x).



Abb. 8.294: Philodina gehört zu den eierlegenden Gattungen des Rotaria-Typs (HF, 100x).

8.8 Rotatorien (Rädertiere)

Weitere Rädertiere (Mehrzeller, Allesfresser, Räuber)

Indikatoreigenschaften

- Vorkommen bei stabilem Betrieb, hohem Schlammalter, guter Sauerstoffversorgung und einer Schlammbelastung mit $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$
- bei extremer Häufigkeit Anzeiger für erhöhte Schlammbelastung

Merkmale

- gedrungene bis ovale Körperform
- Hinterende mit gegliedertem „Fuß“ (Gattungen *Colurella*, *Lepadella*) oder langen „Zehen“ (*Cephalodella*)
- roter Augenfleck am Körpervorderende (2)
- Körper zum Teil mit fester Schale („Panzer“, wie bei *Cephalodella*, *Lepadella*) und gegabeltem Schwanz (3)

Lebensweise, Ernährung

- räuberische Ernährung von anderen Einzellern oder Ernährung von organischem Material (Flockenteile) mit Hilfe des Räderorgans (1)

Verwechslungen

- aufgrund der typischen Form und des Körperaufbaus („Zehen“, gegabelter Schwanz) gut bestimmbar

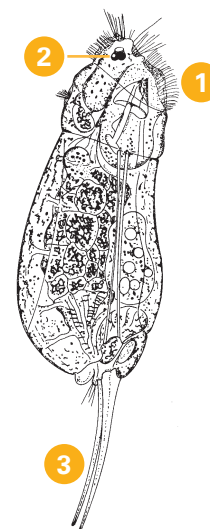


Abb. 8.295: *Cephalodella* (weitere Rädertiere) mit Räderorgan (1), Augenflecken (2) und zwei langen Zehen (3)

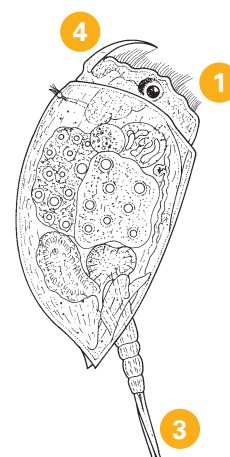


Abb. 8.296: *Colurella* (weitere Rädertiere) mit Räderorgan (1), hakenartigem Panzervorderende (4) und kurzem Fuß mit Zehen (3)



Abb. 8.297: *Cephalodella* spp. mit zwei langen Zehen (HF)



Abb. 8.298: Weitere Rädertiere haben eine gedrungene, rundliche Körperform (PH, 200x).



Abb. 8.299: *Colurella* spp. spreizt ihren Körper mithilfe der Zehen von der Unterlage ab (HF).



Abb. 8.300: Weitere Rädertiere sind wie alle Mehrzeller Indikatoren für ein hohes Schlammalter (PH).

Mikroskopeinstellung

100x/200x, Hellfeld

Länge: 90–600 µm

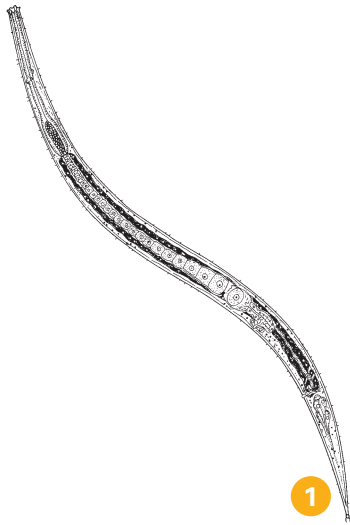


Abb. 8.301: Nematoden (Fadenwürmer) mit langgestrecktem, fadenartig nach hinten verlängertem Körper (1)

Mikroskopeinstellung

100x, Hellfeld

Länge: 0,2–5 mm

8.9 Würmer

Nematoden (Fadenwürmer, Mehrzeller, Allesfresser)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indizieren einen stabilen Anlagenbetrieb und eine erhöhte Schlammbelastung $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ zeigen eine O_2-Konzentration von 1–2 mg/l und ein hohes Schlammalter an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> langgestreckter, dünner Körper ohne Segmentierung, fadenförmig nach hinten auslaufend (1) Körper glatt, ohne Beborstung peitschende, schlängelnde Bewegung |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> fressen Bakterien, Einzeller und organisches Substrat |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> aufgrund der typischen Form und Bewegung gut bestimmbar |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> stellen mit 20.000 Arten eine der artenreichsten Tiergruppen dar, die nahezu alle Lebensräume besiedelt |



Abb. 8.302: Nematoden (Fadenwürmer) bewegen sich schlängelnd oder peitschenartig durch das Medium (PH).



Abb. 8.303: Nematoden haben einen langgestreckten, zum Ende hin fadenartigen Körper (PH, 100x).



Abb. 8.304: Wie alle Mehrzeller zeigen Nematoden ein hohes Schlammalter an (HF, 100x).

8.9 Würmer

Oligochäten (Wenigborster, Mehrzeller, Allesfresser)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> indizieren stabilen Anlagenbetrieb und eine geringe Schlammbelastung $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ zeigen eine O_2-Konzentration von 1–2 mg/l und ein hohes Schlammalter an |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> langgestreckter, segmentierter Körper sehr groß, meist lebhaft Bewegungen je nach Gattung mit unterschiedlich deutlicher Beborstung (1) <i>Aeolosoma</i> spp. ist durch eingelagerte Öltröpfchen rötlich-orange gefärbt (2) |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> fressen Bakterien, Einzeller und organisches Substrat |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> aufgrund der typischen gegliederten Form und Beborstung gut bestimmbar |

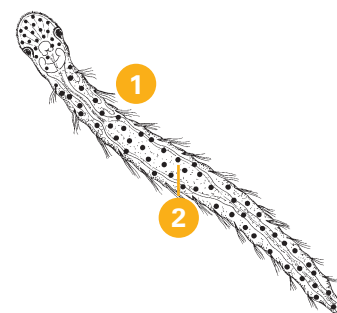


Abb. 8.305: *Aeolosoma* spp. mit Borstenbüscheln (1) am Körper und eingelagerten Öltröpfchen (2)

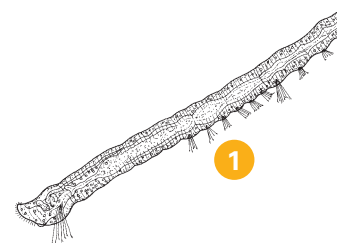


Abb. 8.306: *Chaetogaster* spp., ebenfalls ein Vertreter der Oligochäten (Wenigborster)



Abb. 8.307: Bei *Aeolosoma* spp. sind die Borsten in Büscheln angeordnet (PH, 200×).

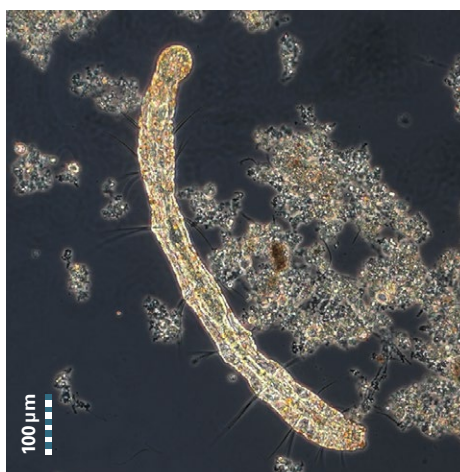


Abb. 8.308: *Aeolosoma* spp. kann mehrere Millimeter groß werden (PH, 100×).

Mikroskopeinstellung
100×/200×, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 1,5–4 mm



Abb. 8.309: Sehr viele Öltröpfchen am Kopf- und Hinterende bei *Aeolosoma* spp. (PH, 400×)



Abb. 8.310: Auch die „Wassernymphe“ *Nais* spp. wird in Belebtschlammern gefunden (PH, 200×).

8.10 Weitere Mehrzeller

Bärtierchen (Mehrzeller, Allesfresser)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ indizieren stabilen Betrieb und hohes Schlammalter ■ Anzeiger für gute Sauerstoffversorgung und geringe Schlammbelastung mit $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ vier stummelförmige Beinpaare (drei seitlich, ein Paar am Hinterende) mit Klauenpaaren ■ typische strampelnde Fortbewegung |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ ernähren sich im Belebtschlamm von den Schlammflocken (= Bakterien und organisches Substrat) |
| Verwechslungen | <ul style="list-style-type: none"> ■ aufgrund der typischen Form und des Körperaufbaus gut bestimmbar |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ zur Fortpflanzung haben Bärtierchen eine besondere Strategie zum Schutz ihrer Nachkommen entwickelt: Zunächst häuten sie sich und legen dann ihre Eier in die abgelegte Haut (Abbildung 8.315) |

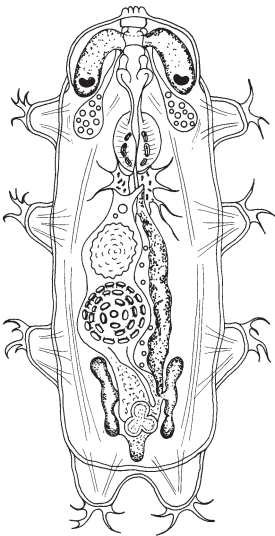


Abb. 8.311: Bärtierchen mit vier stummelförmigen Beinpaaren, die Klauen tragen

Mikroskopeinstellung

200×, Hellfeld, Phasenkontrast

Länge: 350–1.200 µm



Abb. 8.312: Wie alle Mehrzeller sind Bärtierchen Anzeiger für hohes Schlammalter (PH, 200×).

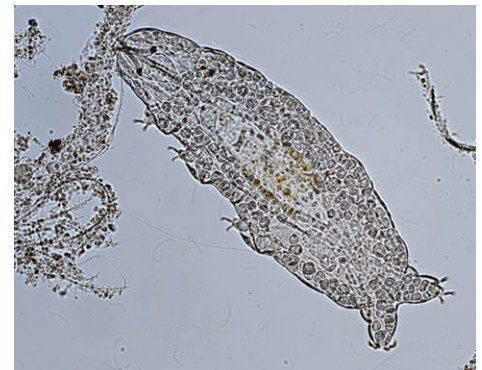


Abb. 8.313: Bärtierchen haben vier stummelförmige Beinpaare mit Krallen (HF, 200×).



Abb. 8.314: Bärtierchen sind an ihrer Form und an der strampelnden Fortbewegung gut zu erkennen (PH, 200×).



Abb. 8.315: Bärtierchen pflanzen sich fort, indem sie sich häuten und ihre Eier dann in die abgestreifte Haut legen (PH, 200×).

8.10 Weitere Mehrzeller

Bauchhärlinge (Mehrzeller, Allesfresser)

Indikatoreigenschaften

- treten bei stabilem Betrieb, hohem Schlammalter, guter Sauerstoffversorgung und einer geringen Schlammbelastung $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ auf

Merkmale

- charakteristische Körperform; kräftige Borsten am ganzen Körper (1) mit auffällig verlängerten Borsten am Vorderende (2) und zwei Zehenfortsätzen am Hinterende (3)
- gleichmäßig gleitende, stetige Bewegung

Lebensweise, Ernährung

- fressen Bakterien, kleine Protozoen und organisches Substrat

Verwechslungen

- kommen in Kläranlagen selten vor
- werden wegen der Borsten gelegentlich mit Wimpertierchen verwechselt

Wissenswertes

- können Dauerformen bilden und damit ungünstige Umweltbedingungen überstehen

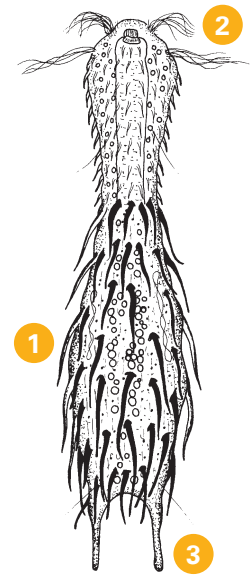


Abb. 8.316: Bauchhärling mit kräftigen Borsten am Körper (1), verlängerten Borsten am Kopf (2) und zwei Zehenfortsätzen am Hinterende (3)



Abb. 8.317: Bauchhärlinge haben am gesamten Körper kräftige Borsten (HF, 100x).



Abb. 8.318: Im Kopfbereich sind bei Bauchhärlingen deutlich verlängerte Borsten (PH, 200x).

Mikroskopeinstellung
200x, Phasenkontrast

Kleine Formen
Länge: 70–500 µm

Große Formen
Länge: bis 1,5mm



Abb. 8.319: Bei Bauchhärlingen finden sich am Hinterende zwei Zehenfortsätze (PH, 100x).



Abb. 8.320: Wie alle Mehrzeller zeigen Bauchhärlinge ein hohes Schlammalter an (PH, 100x).

8.10 Weitere Mehrzeller

Larven der Zuckmücken und Tropfkörperfliegen (Insekten, Allesfresser)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ ohne Indikatorfunktion |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ wurmartig gegliederter Körper, bei Zuckmückenlarven (Chironomiden) mit Stummelfüßen am Vorderende ■ Zuckmückenlarven (Chironomiden) mit rotem Blutfarbstoff, Larven der Tropfkörperfliege (<i>Psychoda</i> spp.) weißlich-grau |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ ernähren sich vom biologischen Rasen auf Tropfkörpern ■ können bei Massentwicklung die Reinigungsfunktion durch übermäßiges Abweiden des Biofilms oder Verstopfung des Tropfkörpers beeinträchtigen |
| Wissenswertes | <ul style="list-style-type: none"> ■ die „Jugendstadien“ vieler Insekten entwickeln sich im Medium Wasser; solche Larven können in Proben aus Belebtschlämmen und insbesondere Tropfkörpern vorkommen ■ Zuckmückenlarven können in stark belasteten Tropfkörpern durch ihren roten Blutfarbstoff (Hämoglobin) eine Rotfärbung des Biofilms verursachen |

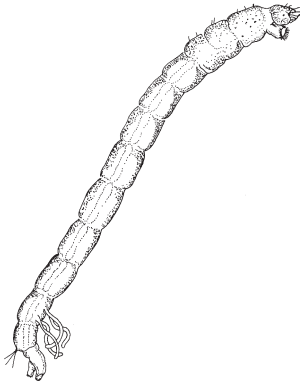


Abb. 8.321: *Chironomus*-Larve (Zuckmückenlarve)

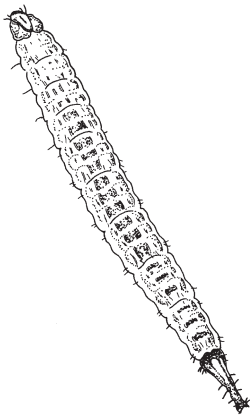


Abb. 8.322: *Psychoda*-Larve (Tropfkörperfliegen-Larve)



Abb. 8.323: Bei Zuckmückenlarven kann man Augen und Borsten erkennen (HF, 63x).

Mikroskopeinstellung

100x, Hellfeld

Länge: 0,2–5 mm (Zuckmückenlarven), bis etwa 1 cm (Larve der Tropfkörperfliege)



Abb. 8.324: *Psychoda*-Larve

8.10 Weitere Mehrzeller

Wasserfloh (Krebstiere, Filtrierer)

| | |
|------------------------|---|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ ohne Indikatorfunktion |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ typische Körperform mit zwei seitlichen, langen Antennen ■ Schale am Körperende in einen Fortsatz ausgezogen |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ lebt planktisch, z. B. in Schönungsteichen ■ filtert Bakterien und Plankton |

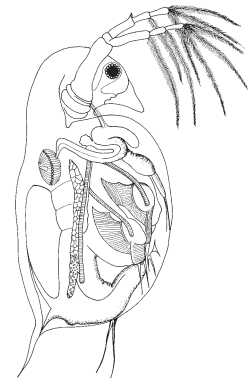


Abb. 8.325: *Daphnia* spp. (Wasserfloh)

Mikroskopeinstellung
25x/100x, Hellfeld

Länge: 0,7–4mm



Abb. 8.326: *Daphnien* (Wasserflöhe) gehören zu den Krebstieren und haben keine Indikatorfunktion (DF, 25x).

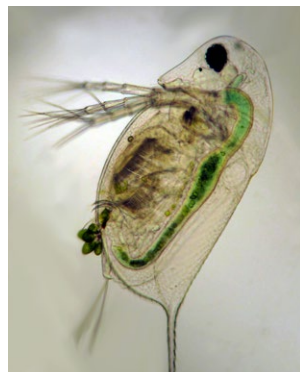


Abb. 8.327: Wasserflöhe leben z. B. in Schönungsteichen oder im Nachklärbecken (HF, 25x).



Abb. 8.328: *Daphnien* ernähren sich von Bakterien und Plankton (HF, 25x).

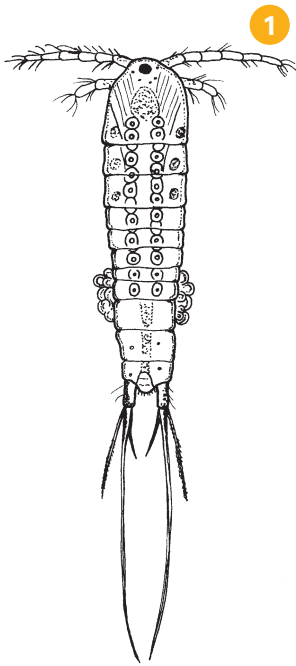


Abb. 8.329: *Canthocamptus* spp.

Mikroskopeinstellung

25x/100x, Hellfeld

Länge: 0,7–4 mm

8.10 Weitere Mehrzeller

Hüpferling (Krebstiere, Filtrierer, Räuber)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | ■ ohne Indikatorfunktion |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ typische Körperform mit zwei seitlich abstehenden langen Antennen (1) an der Körpervorderseite ■ Körperende in zwei Fortsätzen ausgezogen |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ lebt planktisch, z. B. in Schönungsteichen ■ filtriert Bakterien und Plankton oder lebt als Räuber, z. B. auf Biofilmen (<i>Canthocamptus</i> spp.) |



Abb. 8.330: *Canthocamptus* spp. gehört zu den Krebstieren und hat keine Indikatorfunktion.

8.10 Weitere Mehrzeller

Muschelkrebse (Krebstiere, Filtrierer, Räuber)

| | |
|---------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | <ul style="list-style-type: none"> ■ ohne Indikatorfunktion |
| Merkmale | <ul style="list-style-type: none"> ■ typische Körperform mit muschelförmiger, zweiklap- piger, meist verkalkter Schale ■ an der Körpervorderseite zwei seitlich abstehende lange Antennen (1) ■ Körperende in zwei Fortsätzen ausgezogen |
| Lebensweise, Ernährung | <ul style="list-style-type: none"> ■ leben meist planktisch, z. B. in Schönungsteichen ■ filtrieren Bakterien, Algen, Plankton und Detritus oder leben als Räuber, etwa auf Biofilmen |



Abb. 8.332: Muschelkrebse leben z. B. in Schönungsteichen und haben im Belebtschlamm keine Indikatorfunktion.

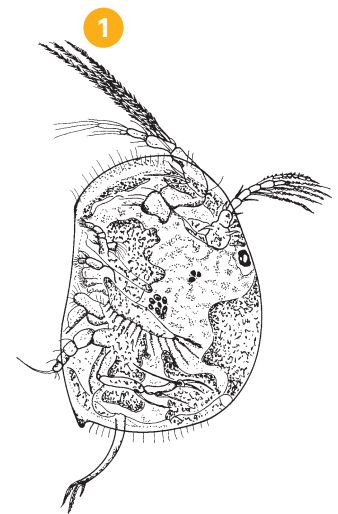


Abb. 8.331: Muschelkrebse

Mikroskopeinstellung
100x, Hellfeld

Länge: 0,5–2,6 mm

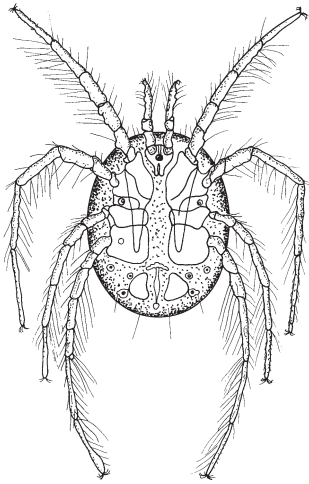


Abb. 8.333: Wassermilbe mit vier Beinpaaren

Mikroskopeinstellung
100x, Hellfeld

Länge: 0,5–2 mm

8.10 Weitere Mehrzeller

Wassermilben (Spinnentiere, Räuber, Parasiten)

| | |
|------------------------|--|
| Indikatoreigenschaften | ■ ohne Indikatorfunktion |
| Merkmale | ■ rundliche Körperform mit acht gegliederten, beborsteten Beinen |
| Lebensweise, Ernährung | ■ leben als Räuber hauptsächlich von Insektenlarven und Würmern (oder parasitär) ■ geeignete Lebensbedingungen bieten gering belastete Tropfkörper; kommen gelegentlich auch in Belebtschlämmen vor |



Abb. 8.334: Wassermilben gehören zu den Spinnentieren und haben keine Indikatorfunktion (Stereolupen-Foto).

8.11 Algen

Ein typisches Kennzeichen der Algen sind Farbpigmente (Chlorophylle), die ihnen ihre charakteristische Färbung geben. Die grünen, gelbgrünen oder braunen Farbstoffe ermöglichen ihnen die photosynthetische Lebensweise. In Abwasserteichen ist eine Vielzahl von Algen zu finden, darunter sehr kleine, begeißelte, einzellige Schlundflagellaten, filigrane Zieralgen oder auch Kieselalgen, die sich ruckartig bewegen können. Einige häufig auftretende Formen werden im Folgenden exemplarisch aufgeführt.

Bei einer Massenentwicklung von Algen kann der Wasserkörper eines Abwasser- oder Schönungsteiches gefärbt erscheinen. Algen auf der Oberfläche eines Tropfkörpers zeigen eine schwache Belastung an.



Abb. 8.335: Fädige Grünalge *Ullothrix* spp.



Abb. 8.340: Jochalge *Closterium* spp. (HF, 200×)



Abb. 8.341: *Scenedesmus* spp. und andere Grünalgen (HF, 400×)

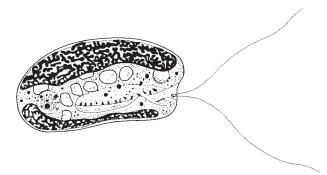


Abb. 8.336: *Cryptomonas* spp.

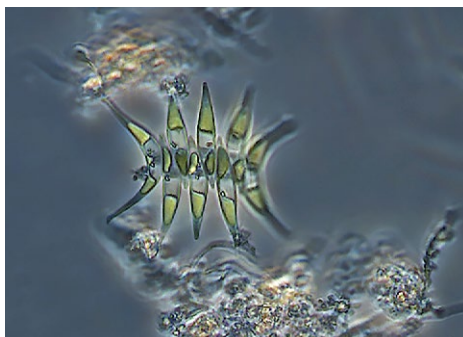


Abb. 8.342: Grünalge *Scenedesmus* spp. (DIC, 400×)

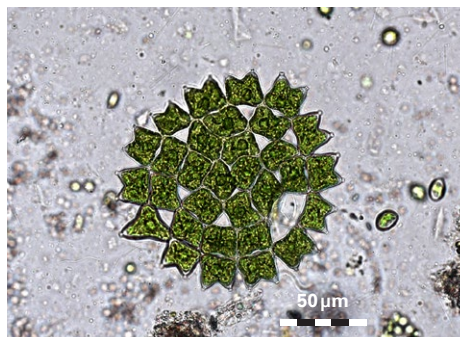


Abb. 8.343: Grünalge *Pediastrum* spp. (HF, 200×)



Abb. 8.337: *Scenedesmus* spp.



Abb. 8.344: Fädige Grünalge (200×)



Abb. 8.345: Kieselalge

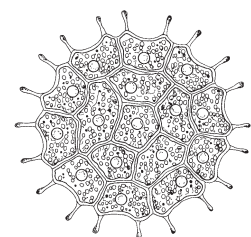


Abb. 8.338: *Pediastrum* spp.

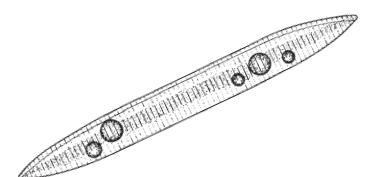


Abb. 8.339: *Nitzschia* spp.

8.12 Sonstige Strukturen im mikroskopischen Bild

Gelegentlich findet man in Belebtschlammproben markante Strukturen, die bei flüchtigem Betrachten mit Bakterien, Algen oder anderen Organismen verwechselt werden können (Bestimmungsschlüssel, Seiten 73 und 81).

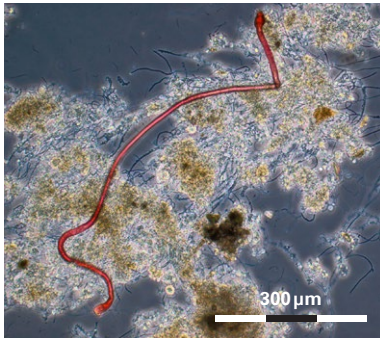


Abb. 8.346: Textilfasern fallen durch ihre starke Färbung auf, sind aber deutlich dicker als Fadenbakterien (PH, 200×).

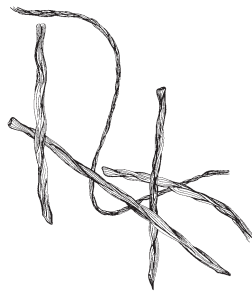


Abb. 8.347: Fasern

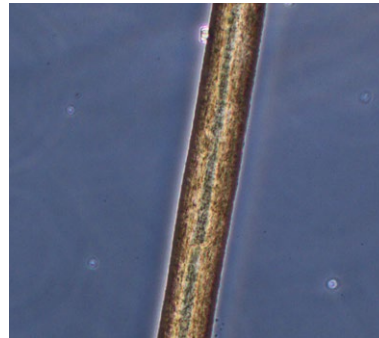


Abb. 8.348: Haare erscheinen im mikroskopischen Bild bräunlich, haben einen hohlen Innenraum und sind meist 60–100 µm dick (PH, 400×).

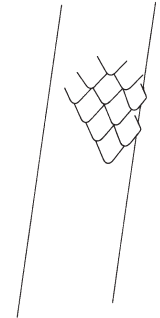


Abb. 8.349: Haar bei starker Vergrößerung mit schuppenartiger Oberflächenstruktur



Abb. 8.350: Spiralförmige Leitbündel als Überreste abgestorbener Pflanzenteile (HF, 100×)



Abb. 8.351: Leitbündel

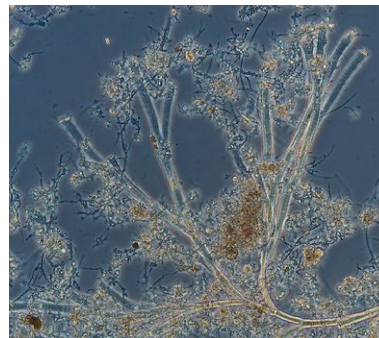


Abb. 8.352: Wenn Glockentierchen ihre Stiele verlassen haben, bleiben leere Stiele zurück (PH, 200×).

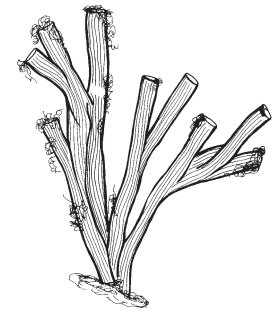


Abb. 8.353: Leere Glockentierchen-Stiele

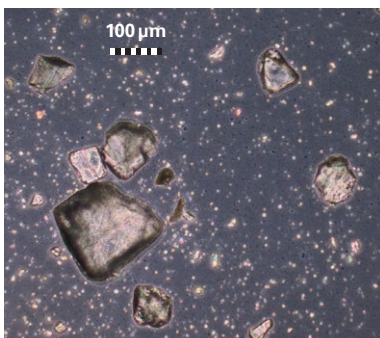


Abb. 8.354: Viele Sandkörnchen in einer Probe weisen auf eine unzureichende Funktion des Sandfangs hin (PH).

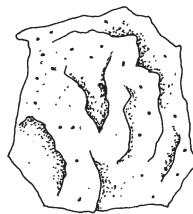


Abb. 8.355: Sandkorn



Abb. 8.356: Oligochätenborsten werden manchmal gefunden, haben aber keine Indikatorfunktion (PH).



Abb. 8.357: Oligochätenborste

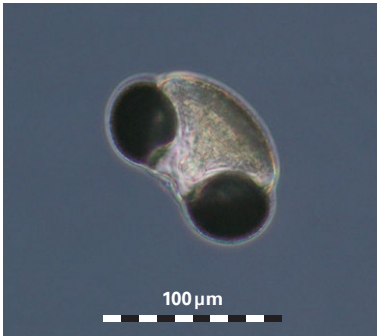


Abb. 8.358: Pollenkörner haben einen gekammerten Aufbau, aber keine Indikatorfunktion (PH).

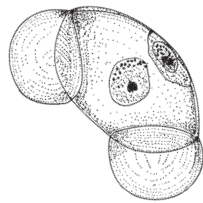


Abb. 8.359: Pollenkorn mit drei-kammerigem Aufbau

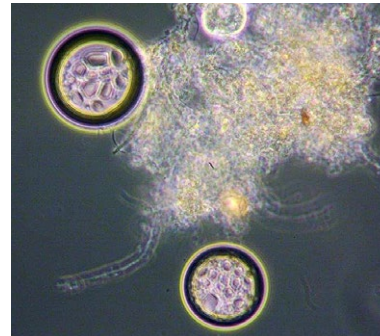


Abb. 8.360: Gasbläschen in der Probe können durch Denitrifikationsvorgänge entstehen oder indem beim Auflegen des Deckgläschens Luft eingeschlossen wurde (PH).

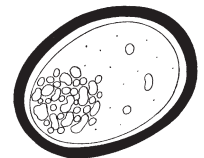


Abb. 8.361: Gasbläschen

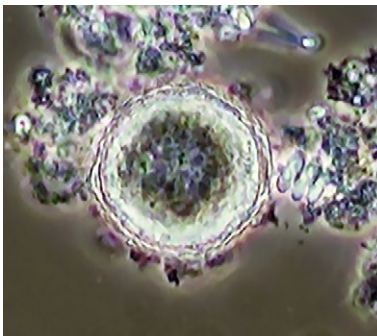


Abb. 8.362: Erscheinungsbild eines Dauerstadiums (Cyste) im mikroskopischen Bild; viele Cysten in einer Probe sind ein Warnsignal (PH).

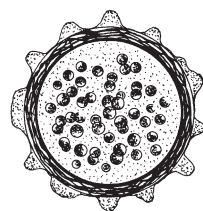


Abb. 8.363: Dauerstadium mit stark verdickter äußerer Hülle (Cyste)



Abb. 8.364: Pilzspore mit armförmigen Auswüchsen

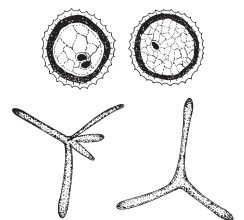


Abb. 8.365: Verschiedene Pilzsporentypen

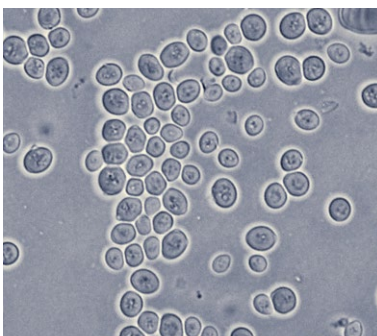


Abb. 8.366: Viele, nicht miteinander verbundene Hefezellen

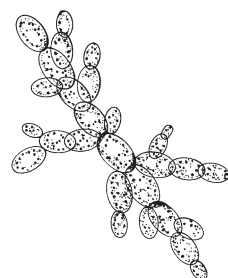


Abb. 8.367: Hefezellen in verstärkter Sprossungsphase

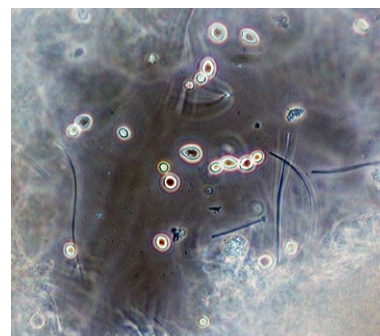


Abb. 8.368: Nur einzelne Hefezellen bilden Sprossen.

Lebensgemeinschaften der biologischen Abwasserreinigung

Die biologische Abwasserreinigung übernehmen Mikroorganismen, die auch in der freien Natur in Flüssen und Seen vorkommen. Ihr Zusammenwirken sowie die vielfältigen Stoffwechselaktivitäten sorgen dafür, dass die Abwasserinhaltsstoffe in den biologischen Reinigungsstufen mit Hilfe von jeweils optimal angepassten Biozönosen verwertet werden. Aus Abwasser wird gereinigtes Abwasser.

Kapitel 9

| | |
|--|------------|
| Lebensgemeinschaften der biologischen Abwasserreinigung | 184 |
| 9.1 Nahrungsgemeinschaften in der Abwasserreinigung | 184 |
| 9.1.1 Zusammensetzung und Aktivität | 184 |
| 9.1.2 Vermehrung | 185 |
| 9.1.3 Nahrungspyramide | 185 |
| 9.1.4 Flockenbildung | 187 |
| 9.1.5 Typen von Schlammflocken | 188 |
| 9.2 Lebensgemeinschaften in Belebungsanlagen | 190 |
| 9.2.1 Belebtschlamm aus Anlagen mit C-Abbau, Nitrifikation und Denitrifikation | 190 |
| 9.2.2 Schlammcharakteristika in hochbelasteten Anlagen | 190 |
| 9.2.3 Schlammcharakteristika bei Sauerstoffmangel | 191 |
| 9.2.4 Schlammcharakteristika in der Einfahrphase | 191 |
| 9.2.5 Gestörter Schlamm | 191 |
| 9.2.6 Einseitig zusammengesetzter Schlamm | 191 |
| 9.2.7 Vergifteter Schlamm | 192 |
| 9.3 Lebensgemeinschaften in Biofilmen | 192 |
| 9.3.1 Tropfkörperanlagen | 192 |
| 9.3.2 Tauchkörperanlagen | 193 |
| 9.3.3 Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern, Biofilter | 193 |
| 9.4 Lebensgemeinschaften in naturnahen Abwasserbehandlungsanlagen | 194 |
| 9.4.1 Abwasserteiche | 194 |
| 9.4.2 Bepflanzte und unbepflanzte Filter | 195 |



9 LEBENSGEMEINSCHAFTEN DER BIOLOGISCHEN ABWASSERREINIGUNG

Die in der biologischen Abwasserreinigung vorkommenden Mikroorganismen sind dieselben, die auch in natürlichen Gewässern leben. Ihre Individuendichte in Kläranlagen ist aufgrund der höheren Nährstoffverfügbarkeit sowie der technisch geschaffenen Rahmenbedingungen allerdings wesentlich größer. In einer Kläranlage werden die natürlicherweise im Gewässer ablaufenden Reinigungsprozesse durch technische Maßnahmen intensiviert, optimiert und kontrolliert. Verschiedene biologische Abwasserreinigungsverfahren schaffen für eine Vielzahl unterschiedlichster Organismen optimierte Lebensbedingungen, so dass mit deren speziellen Fähigkeiten zum Stoffabbau eine zielgerichtete Klärung des Abwassers erfolgen kann. Diese Organismen bilden eine für die einzelne Kläranlage typische Lebensgemeinschaft (Biozönose), die sich in Abhängigkeit von Abwassermenge, Abwasserzusammensetzung, Jahreszeit und Kläranlagenbetrieb entwickelt und eine Art biologischen Fingerabdruck abbildet.

Damit ist es möglich, aus dem mikroskopischen Bild auf die Abwasserzusammensetzung, Belastung, Sauerstoffversorgung und Stabilität der Reinigungsprozesse in der Kläranlage zu schließen.

9.1 Nahrungsgeflechte in der Abwasserreinigung

Innerhalb der Lebensgemeinschaft der Mikroorganismen gibt es verschiedene Strategien der Nahrungsaufnahme. Diese unterschiedlichen Ernährungstypen sind über ein komplexes Nahrungsnetz miteinander verbunden.

Die Organismen (und speziell Bakterien) haben dabei verschiedenste Ernährungsstrategien ausgebildet, je nachdem, welche Art von Kohlenstoffquelle und Energieform für den Aufbau eigener organischer Verbindungen (Kohlenhydrate, Fette, Eiweiße) genutzt wird. Organismen, welche die Sonnenenergie nutzen, werden als phototroph, und diejenigen, die chemische Energie nutzen, werden als chemotroph bezeichnet. Die verwendete Kohlenstoffquelle kann entweder aus organischen Verbindungen (heterotroph) oder aus Kohlendioxid (autotroph) stammen. Diese Ernährungsweisen kommen in Kombinationen vor, wie bei chemoheterotroph oder photoautotroph (Begriffserläuterungen siehe Glossar).

9.1.1 Zusammensetzung und Aktivität

Der Aufbau einer Lebensgemeinschaft wird nicht nur durch die Fressfeinde der Lebewesen reguliert, sondern auch durch die Wechselwirkungen innerhalb der verschiedenen Organismengruppen sowie durch die Abwasserzusammensetzung und die verfahrenstechnisch bedingten Milieuverhältnisse.

Jeder Organismus ist auf seine Art der Energiegewinnung (durch den Abbau von Abwasserinhaltsstoffen oder die Ernährung von anderen Lebewesen, Kapitel 2.4.1) und somit auf eine Funktion (Nische) in der Organismengemeinschaft des Belebtschlammes spezialisiert. Es gibt Umweltbedingungen, bei denen Organismen besonders gut agieren („ökologisches Optimum“) und Bedingungen, unter denen sie zwar überleben, ihre Effizienz jedoch sehr eingeschränkt ist. Da auf Kläranlagen durch die quantitativen und qualitativen Schwankungen im Zulauf permanent geänderte Umweltbedingungen geschaffen werden, können auch mehrere Bakterienarten mit grundsätzlich derselben Fähigkeit (Nische), jedoch unterschiedlichen Umweltansprüchen, im Belebtschlamm überleben.

Die Anzahl und Aktivität der verschiedenen Bakterien und Bakterienfresser in einer Flocke oder im Biofilm bestimmen die Stabilität dieser Lebensgemeinschaft und damit auch die Qualität und Beständigkeit der Reinigungsleistung der Kläranlage.

Bei gut abbaubarem Abwasser, welches bei einem hohen Anteil an häuslichem Abwasser in der Regel gewährleistet ist, bei ausreichender Sauerstoffversorgung und bei mäßiger Auslastung der Anlage ist die Artenvielfalt am größten. Eine so zusammengesetzte Biozönose passt sich den Änderungen der Abwasserbeschaffenheit oder der Betriebsführung viel schneller an als ein Belebtschlamm oder Biofilm, der nur aus wenigen Arten besteht. Oft finden sich in Schlammproben weit über hundert Arten. Bei einseitig zusammengesetztem Abwasser (z. B. aus dem Industriebereich) und in überlasteten Kläranlagen liegen überwiegend Gemeinschaften aus wenigen, an diese Bedingungen speziell angepassten Arten vor, diese dann allerdings meist in großer Individuendichte. Je ausgewogener die Lebensgemeinschaft, desto stabiler funktioniert die Kläranlage.

9.1.2 Vermehrung

Die Vermehrungsrate von Organismen wird durch zahlreiche biotische und abiotische Faktoren bestimmt. Dazu gehören der Sauerstoffgehalt im belüfteten Teil, die Temperatur, der pH-Wert, das Konzentrationsverhältnis der Nährstoffe Kohlenstoff, Stickstoff und Phosphor sowie die Art und Zusammensetzung der Spurenelemente. Sie bestimmen das unterschiedliche Vorkommen der Bakterien und somit auch die Artenzusammensetzung der übrigen Bestandteile des Nahrungsnetzes. Vermehrung und Energieversorgung sind dabei vom sogenannten limitierenden Faktor begrenzt. Unter einem wachstumsbegrenzenden (limitierenden) Substrat wird ein Nährstoff verstanden, der für den jeweiligen Organismus unentbehrlich ist und in einer Nährlösung zuerst verbraucht wird (Minimumfaktor). Ein solcher Minimumfaktor kann beispielsweise ein Makro- oder Mikronährstoff, aber etwa auch Sauerstoff sein, der für den oxidativen Substratabbau erforderlich ist.

Kommunales Abwasser ist so zusammengesetzt, dass eine optimale biologische Reinigung ohne Zugabe von Zusatzstoffen möglich ist; das C:N:P-Verhältnis liegt normalerweise in einem Bereich von 100:5:1 bis 100:20:5. Bei einigen Industrieabwässern ist das nicht der Fall. Hier müssen Nährstoffe, wie z. B. Stickstoff oder Phosphor, zudosiert werden, um das Nährstoffverhältnis auszugleichen. Grundsätzlich ist festzuhalten, dass nur dann Zusatzstoffe zugegeben werden müssen, wenn im Einzelfall tatsächlich nachgewiesen ist, dass sie für die biologische Abwasserreinigung erforderlich sind.

Zu den wichtigsten physikalischen Einflussfaktoren gehört die Temperatur (Kapitel 2.4.7). Die meisten Abwasserorganismen bevorzugen bestimmte Temperaturbereiche. Unter den Bakterien, die organische Stoffe abbauen, gibt es sowohl kälte- als auch wärmeliebende Arten. Nitrifikanten, welche Ammoniumstickstoff zu Nitratstickstoff oxidieren, bevorzugen für ihre Vermehrung Abwassertemperaturen über 10 °C. Sie heften sich meistens an Aufwuchsflächen an. Dies wirkt sich bei Verfahren mit Biofilmen günstig auf die Nitrifikation aus.

9.1.3 Nahrungspyramide

Wie in allen biologischen Systemen findet auch in der biologischen Abwasserreinigung ein Energiefluss zwischen verschiedenen Ernährungsebenen von Organismen statt. An der Basis der Energie- bzw. Nahrungspyramide in der biologischen Abwasserreinigung stehen die energiereichen organischen Verbindungen im Zulauf (BSB). Diese dienen Bakterien und einfachen höheren Einzellern (z. B. Flagellaten) als Grundlage ihrer Energiegewinnung sowie als Baumaterial. Bakterien bewältigen den größten Teil des Stoffumsatzes.

Verschiedenste Bakterienarten leben in einer Flocke auf engstem Raum zusammen und tauschen auf kurzem Wege Zwischenprodukte des Stoffwechsels miteinander aus. Dabei wachsen die Flocken am äußeren Rand weiter. Hier halten sich bakterienfressende Einzeller, hauptsächlich Flagellaten (Geißeltierchen) und Ciliaten (Wimpertierchen) sowie kleinere Mehrzeller wie Rotatorien (Rädertiere) auf, die sich von den Bakterien ernähren (Primärkonsumenten).

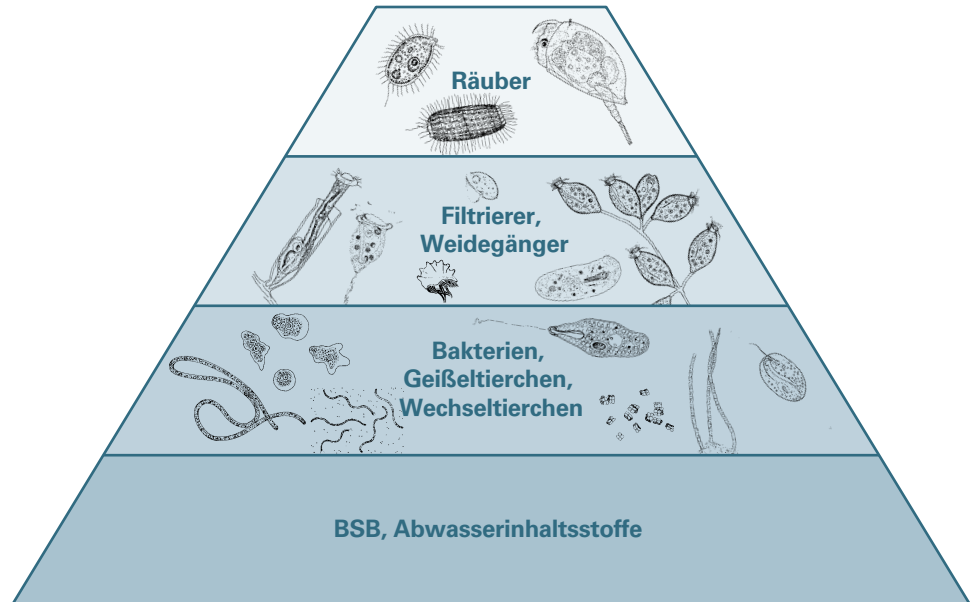


Abb. 9.1: Nahrungspyramide in der biologischen Abwasserreinigung

Bei den Primärkonsumenten werden zwei Ernährungstypen unterschieden: die Filtrierer und die Weidegänger. Die Filtrierer (z. B. Glockentierchen) sind meist an eine Flocke geheftet und strudeln mit Hilfe ihrer Wimpern die im freien Wasser befindlichen Bakterienzellen in ihren Zellmund ein. Rädertiere filtern ihre Nahrung in ähnlicher Weise mit dem „Räderorgan“. Bei den Weidegängern haben sich die Wimpern zu Laufborsten (Cirren) umgebildet, mit deren Hilfe sie über die Flocken „laufen“ und dabei Teile der oberen Flockenschicht als Nahrung ablösen. Das Abweiden der äußeren Flockenbereiche beeinträchtigt die Aktivität der Flocke oder des ganzen Verfahrens nicht. Stattdessen bleibt die Flocke dadurch kompakt und setzt sich somit gut in der Nachklärung ab.

Die Primärkonsumenten werden von den Räubern (Sekundärkonsumenten) gefressen. Räuber sind z. B. freischwimmende „Schlinger“ (z. B. Amphileptiden), festsitzende „Fänger“ (Suktorien) oder auch mehrzellige Organismen.

Durch den Fraßdruck der Konsumenten kommt es einerseits zu einer Reduktion des anfallenden Schlammes, andererseits steht den verbleibenden, nicht gefressenen Organismen mehr Nahrung zur Verfügung – das System bleibt „jung“ und stabil. Unter stabilen Bedingungen kann sich keine Art zu Ungunsten einer anderen durchsetzen und diese völlig aus dem System verdrängen. Kläranlagen mit einer gut strukturierten Lebensgemeinschaft aus Bakterien, Filtrierern, Weidegängern und Räubern arbeiten stabiler als solche, deren Gemeinschaft einseitig zusammengesetzt ist.

In Teichkläranlagen und Schönungsteichen stellen hingegen Algen einen wesentlichen Anteil der Biomasse dar. Sie können sich als pflanzliche Organismen nur dort entwickeln und vermehren, wo Sonnenlicht als Energie aufgenommen werden kann, um Biomasse aus anorganischen Stoffen (CO_2) aufzubauen. Von den Algen ernähren sich z. B. Wasserflöhe und Rädertiere.

9.1.4 Flockenbildung

Die das Abwasser reinigenden Organismen findet man in Kläranlagen mit suspendierter Biomasse in den Schlammflocken des Belebtschlamm. Eine Schlammflocke besteht aus Bakterien, die sich zu mehr oder weniger großen Kolonien zusammenschließen, sowie aus an- oder eingelagerten inerten Substanzen (z. B. Sandpartikeln, Faserteilchen, die als „Kristallisationskeim“ wirken können, siehe Abbildung 9.2).

Eine Belebtschlammflocke besteht aus verschiedenen Organismen und anderen Bestandteilen:

- Mikroorganismen
 - Bakterien (mit extrazellulären polymeren Substanzen (EPS) und Lipopolysacchariden (LPS))
 - andere Einzeller (z. B. festsitzende Glockentierchen)
- „Tote Partikel“
 - Detritus (größere organische Abwasserbestandteile, z. B. abgestorbene Pflanzenreste)
 - anorganisches Material (Fällungsprodukte, Tonpartikel, mineralische Partikel, Sand)
- Enzyme
 - meist organische Moleküle, die biochemische Reaktionen ermöglichen oder beschleunigen

Die EPS wird aktiv von den Bakterien gebildet und ist ein Gemisch aus polymeren (= aus vielen Einzelteilen zusammengesetzten) organischen Verbindungen biologischer Herkunft („Biopolymer“): Polysaccharide (Mehrfachzucker, Zuckerschleime), Phospholipide (oberflächenaktive Substanzen), Nukleinsäuren (DNS, Erbinformation), Proteine (Eiweißverbindungen) und weitere Substanzen.

Die EPS bildet als „Matrix“ ein verflochtenes, fein gewobenes Netz und damit das „Gerüst“ der Flocke mit wasserdurchlässigen Transportkanälen, durch welche die in der Flocke eingebetteten Mikroorganismen mit Sauerstoff und Nährstoffen versorgt sowie gebildete Stoffe abtransportiert werden. Im Weiteren sind hier die Enzyme „verankert“, die komplexere organische Verbindungen spalten können. Die zerkleinerten Spaltprodukte werden dann von den Bakterien der Flocke als Nahrung aufgenommen. Die EPS bewirkt zudem die Adsorption von bestimmten schwer oder nicht abbaubaren Abwasserinhaltsstoffen und damit eine Überführung in den Schlamm.

Der Zusammenhalt der Bakterienzellen und ihre Verdichtung zu Bakterienflocken ist vor allem für das Belebungsverfahren von entscheidender Bedeutung. Die so gebildeten Flocken sind schwerer als Wasser und trennen sich dadurch im Nachklärbecken oder in der Absetzphase von SBR-Anlagen gut vom gereinigten Abwasser ab. Neben koloniebildenden Bakterien, die die Flocken aufbauen, können auch fadenförmig wachsende Bakterien im Belebtschlamm vorkommen. Unter für sie günstigen Umständen vermehren sie sich jedoch sehr viel schneller als die flockenbildenden Spezies. Die entstandene Bakterienmasse sedimentiert dann aufgrund ihrer fadenförmigen Auswüchse und netzartigen Beschaffenheit wesentlich schlechter und langsamer als kompakte, abgerundete Flocken. Im Reinigungsprozess werden solche Schlämme mit hohem Fadenbakterienanteil oft nur unzureichend im System zurückgehalten. In Folge dessen kann es zu Schlammabtrieb aus der Anlage ins Gewässer und damit zu einem Verlust von Belebtschlamm-Biomasse kommen. Dieser verstärkte Eintrag von Biomasse verursacht im schlimmsten Fall eine so hohe Sauerstoffzehrung im Gewässer, dass es zu einem Fischsterben kommt. Auch können hygienische Belastungen im betroffenen Gewässerabschnitt auftreten. Wenn zudem die Ablaufwerte überhöht und nicht mehr bescheidskonform sind, können insgesamt empfindliche Sanktionen für den Anlagenbetreiber resultieren.

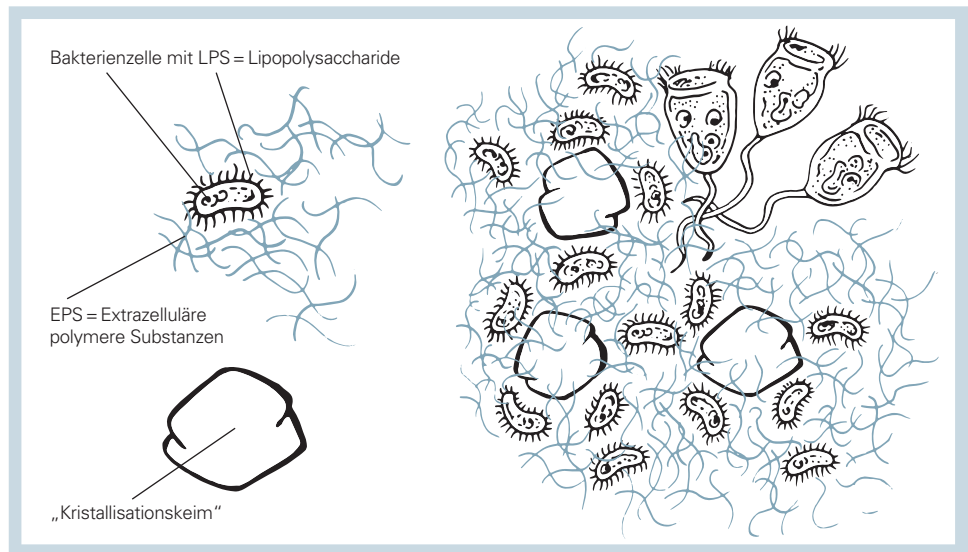


Abb. 9.2: Schematischer Aufbau einer Belebtschlammflocke

Bereits anhand der Farbe und des Geruchs des Schlammes können Aussagen über dessen Eigenschaften getroffen werden. Eine hellbraune Farbe kann z. B. für Bläh- oder Schwimmschlamm typisch sein, durch Eisensimultanfällung entsteht rötlich brauner Schlamm, und Abwasser aus Teichanlagen erscheint aufgrund der Algenfärbung grünlich. Ein faulig riechender schwarzer Schlamm tritt bei überlasteten Anlagen oder schlechter Sauerstoffversorgung auf. Außerdem kann der eigentliche Schlammgeruch von bestimmten Abwassereinleitungen, z. B. Brauereiabwässern, überlagert werden.

Daneben können auch Aufbau und Eigenschaften der Schlammflocken wichtige Hinweise über den Zustand des Schlammes liefern, zum Beispiel kann Blähschlammbildung durch das Auftreten von Fadenbakterien frühzeitig erkannt werden. Aussagekräftige Parameter sind Größe, Form und Dichte der Flocke. Die Größe ist vor allem von der Zusammensetzung des Abwassers, der Turbulenz im Belebungsbecken und der Belastung der Kläranlage abhängig. Die übliche Flockengröße liegt im Bereich zwischen 100 μm und 500 μm . Generell deuten große Flocken (Durchmesser über 500 μm) auf eine hohe Belastung hin, während kleine Flocken (Durchmesser unter 150 μm) meist eine geringe Belastung anzeigen, sofern keine extremen Scherkräfte eingewirkt haben. Mehr oder weniger kugelförmige Flocken werden als „abgerundet“ bezeichnet, eine von der Kugelform abweichende Gestalt gilt als „unregelmäßig“. In diesem Fall treten auf verschiedenen Seiten deutliche (zumeist fädige) Auswüchse auf. Meist führt eine Zunahme der Belastung zu unregelmäßigeren Flockenformen. Die Dichte übt einen maßgeblichen Einfluss auf das Absetzverhalten des Schlammes aus. Eine kompakte Flocke erscheint im Lichtmikroskop dunkel (lichtundurchlässig) und setzt sich gut ab, während eine lockere Struktur lichtdurchlässig ist und zu schlechter Absetzbarkeit führt.

9.1.5 Typen von Schlammflocken

9.1.5.1 Schlammflocken einer schwachbelasteten Anlage

Diese sogenannten Schwachlastflocken sind tendenziell kleiner und haben eine lockere Gestalt teils mit kompaktem Kern (Abbildung 9.3) ohne lange Fortsätze, können aber miteinander verknüpft sein und dann große Agglomerate bilden. Die Lebensgemeinschaft zeichnet sich durch Artenreichtum bei gleichzeitiger Individuenarmut aus. Dieser Flockentyp ist für nitrifizierende/denitrifizierende Anlagen charakteristisch.

9.1.5.2 Schlammflocken einer mittelbelasteten Anlage

Die Schlammflocken einer mittelbelasteten Anlage zeichnen sich durch eine kompakte und wenig ausgefaserte Form aus. Meist sind Wimpertierchen, z. B. Glockentierchen und frei bewegliche Arten wie *Aspidisca* spp., vorhanden, Fäden, Geißeltierchen und Amöben treten nur selten auf. Ein Hauptmerkmal ist die große Artenvielfalt unter den Bakterien. Eine solche Flocke tritt vor allem bei nitrifizierenden Anlagen auf.

9.1.5.3 Schlammflocken einer hochbelasteten Anlage

Die sogenannten Hochlastflocken sind oft mit langen, sternförmigen Fortsätzen versehen, die aus Bakterienkolonien aufgebaut sind. Die Lebensgemeinschaft setzt sich typischerweise in großer Anzahl aus Geißeltierchen und Amöben zusammen, während Wimpertierchen seltener vorkommen oder zu den Pionierformen gehören, die dann allerdings auch massenhaft auftreten können. Solche Flocken und Lebensgemeinschaften treten in überlasteten Anlagen sowie in den Hochlaststufen von 2-stufigen Belebungsanlagen auf.

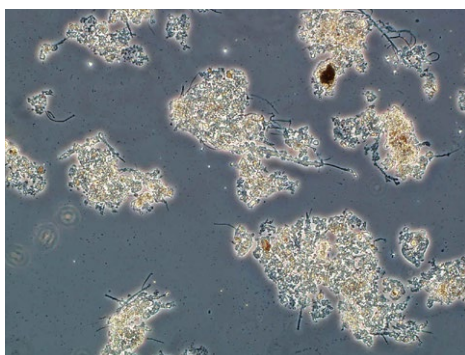


Abb. 9.3: Schwachlastflocken sind meist klein und miteinander vernetzt.

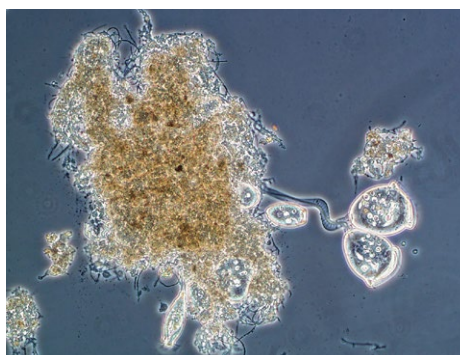


Abb. 9.4: Belebtschlammflocke einer typisch nitrifizierend/mittelbelasteten Anlage

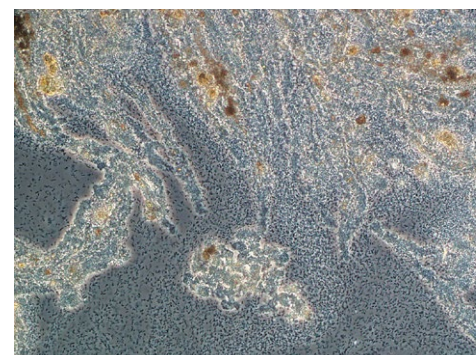


Abb. 9.5: Flocke aus der Hochlaststufe nach dem AB-Verfahren (siehe Glossar)

9.1.5.4 Sonderform – Blähschlamm

Blähschlamm entsteht durch ein Massenaufreten fadenförmiger Bakterien, die sich in und zwischen den Flocken entwickeln und deren Absetzvorgang behindern. Kennzeichnend für Blähschlamm ist ein Schlammindex $> 150 \text{ ml/g}$, was im schlimmsten Fall zu Schlammabtrieb führt. Die Art der Fadenbakterien kann einen Hinweis auf die Ursache des Blähschlammes geben. Näheres zum Thema Blähschlamm wird in Kapitel 10 ausgeführt.

9.1.5.5 Sonderform – Primärschlammflocke

Im Vorklärbecken setzt sich ebenfalls Schlamm ab, der jedoch hauptsächlich aus ungelösten Abwasserinhaltsstoffen und eingetragendem Material aus dem Kanal besteht und nicht aus klassischen Belebtschlammflocken.

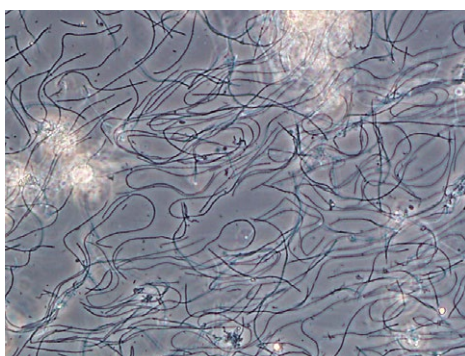


Abb. 9.6: Blähschlamm

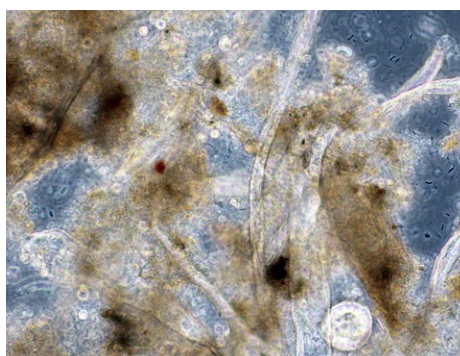


Abb. 9.7: Primärschlammflocke

9.2 Lebensgemeinschaften in Belebungsanlagen

9.2.1 Belebtschlamm aus Anlagen mit C-Abbau, Nitrifikation und Denitrifikation

Der belebte Schlamm gering belasteter Anlagen mit einer BSB_5 -Schlammbelastung unter $0,1 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$, einem hohen Schlammalter und Sauerstoffkonzentrationen von mehr als 2 mg/l im belüfteten Teil ist charakterisiert durch kleine bis mittelgroße, abgerundete Flocken mit kompakter Struktur. Der belebte Schlamm ist meist bräunlich gefärbt, setzt sich gut ab und riecht unauffällig. Freie Bakterien werden nur in geringer Häufigkeit im mikroskopischen Bild nachgewiesen. Niedrig belastete Anlagen neigen gelegentlich zur Bildung von Schwimmschlamm, woran meist fadenförmige Bakterien (z. B. *Microthrix parvicella*) beteiligt sind.

Wimpertierchen kommen in geringer Häufigkeit, zugleich aber in großer Artenvielfalt vor. Insbesondere die Arten der festsitzenden Glockentierchen (z. B. *Vorticella convallaria*-Typ) und die auf der Flocke schreitenden Wimpertierchen der Gattung *Aspidisca*, festsitzende Sauginfusorien (z. B. *Tokophrya* spp.) sowie freischwimmende räuberische Arten wie z. B. *Coleps* spp. bestimmen die Lebensgemeinschaft. Aufgrund des hohen Schlammalters und der guten Sauerstoffversorgung sind auch Rädertiere und andere Mehrzeller nicht selten. Durchläuft der gesamte Schlamm, wie in Belebungsanlagen und SBR-Anlagen üblich, nacheinander aerobe, anoxische und anaerobe Bereiche oder zeitliche Phasen, können auch Organismen auftreten, die geringere Sauerstoffkonzentrationen tolerieren (z. B. *Vorticella microstoma*).

9.2.2 Schlammcharakteristika in hochbelasteten Anlagen

Der belebte Schlamm von hoch- oder überlasteten Anlagen oder Hochlastreaktoren mit BSB_5 -Schlammbelastungen von über $0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ und Sauerstoffkonzentrationen von selten mehr als $0,5 \text{ mg/l}$ im belüfteten Teil ist charakterisiert durch große, unregelmäßige Flocken mit lockerer Struktur. Aufgrund der sehr starken Sauerstoffzehrung werden oft nur geringe O_2 -Konzentrationen gemessen. Die Färbung des Schlammes kann von sehr hell bis auffallend dunkel variieren. In beiden Fällen ist der Geruch muffig bis faulig. Eine hellgraue Färbung kann bereits auf die Anwesenheit von fadenförmigen Schwefelbakterien (z. B. *Thiothrix* spp., *Beggiatoa* spp.) sowie Spirillen hinweisen. Sie zeigen in jedem Fall im aeroben Reaktor beginnenden Sauerstoffmangel oder eine starke Sauerstoffzehrung an. Bei gehäuftem Vorkommen können die fädigen Bakterien zu Blähschlammbildung führen.

Auch kleine und große farblose Flagellaten können in hochbelasteten Schlämmen häufig nachgewiesen werden. Die Artenvielfalt der Wimpertierchen ist erheblich eingeschränkt, jedoch ist hier meist eine wesentlich höhere Individuenzahl pro Art festzustellen. Häufig kommen dabei Pionierformen wie *Paramecium* spp., *Glaucoma* spp. oder *Dexiostoma* spp. vor. Mehrzeller sind selten bis gar nicht vorhanden. Die ebenfalls für hochbelasteten Schlamm typischen *Zoogloea*-Flocken, die vorwiegend aus Bäumchenbakterien bestehen, können das Absetzverhalten verschlechtern.

Der Schlamm setzt sich bei hoher Fädigkeit schlecht ab. Freischwimmende Bakterien verursachen außerdem bisweilen eine starke Trübung im Endablauf der Kläranlage.

9.2.3 Schlammcharakteristika bei Sauerstoffmangel

Während hochbelastete Anlagenbereiche durchaus verfahrenstechnisch gewünscht sein können (Hochlastvorstufe), beschreibt das mikroskopische Bild der Belebungsstufe bei Sauerstoffmangel in der Regel einen Zustand, der verfahrenstechnisch unerwünscht ist, da Kohlenstoff-Abbau und Nitrifikation aufgrund des fehlenden Sauerstoffs nur noch ungenügend stattfinden. Der Schlamm riecht faulig und ist schwarzgrau. Der Überstand beim Absetzen ist aufgrund der hohen Anzahl freier Bakterien getrübt.

Es dominieren freie Bakterien wie Spirillen und Spirochäten, Schwefelbakterien und diverse Fadenbakterien.

9.2.4 Schlammcharakteristika in der Einfahrphase

Während der Einfahrphase einer Belebungsstufe bestimmen freie Bakterien, kleine Flagellaten (z. B. *Bodo* spp.) und Nacktamoeben (z. B. *Mayorella* spp.) das mikroskopische Bild. Sie sind in der Lage, auch gelöste Nahrung aufzunehmen, haben eine kurze Generationszeit und können sich deshalb auch in der Einfahrphase vermehren, in der die Flockenbildung beginnt. Die Flocken sind während der Einfahrphase typischerweise klein. Zu den ersten Wimpertierchen, die den belebten Schlamm besiedeln, gehören kleine Pionierformen wie z. B. *Cyclidium* spp. und *Uronema* spp.

9.2.5 Gestörter Schlamm

Störungen im biologischen Teil (z. B. defekte Belüftungssteuerung oder toxische Abwässer, siehe auch Kapitel 12.1 und folgende) wirken sich sowohl auf die Zusammensetzung der Organismen als auch auf die Flockenstruktur aus. Bei gravierenden Störungen können höher organisierte Mikroorganismen absterben, und nur wenige Bakterienarten überleben. Glockentierchen bilden Schwärmerzellen (Totalschwärmer) und lösen sich von ihrem Stiel ab. Amöben und freischwimmende Wimpertierchen bilden Cysten. Die Biozönose wird einseitig, und die Artenvielfalt ist erheblich beeinträchtigt. Die Flockenstruktur zerfällt und es treten häufig sehr kleine, sogenannte „Stecknadelkopf-Flocken“ auf. Auf Störungen in der Biologie weisen außerdem Änderungen des Geruchs und der Färbung des belebten Schlammes sowie eine Verschlechterung der Sichttiefe im Nachklärbecken, unter Umständen mit Schlammabtrieb, hin.

Als gestörter Schlamm im technischen Betrieb ist auch Blähschlamm, Schwimmschlamm und belebter Schlamm mit Schaumbildung zu bezeichnen. In diesen Fällen bestimmen hauptsächlich fadenförmige Bakterien die Zusammensetzung der Biozönose und die Flockenstruktur.

9.2.6 Einseitig zusammengesetzter Schlamm

Bei der mikroskopischen Betrachtung eines einseitig zusammengesetzten Schlammes fällt zuerst die ungewöhnliche Flockenstruktur auf. Manchmal sind die Flocken mit vielen faserartigen Ausläufern versehen, die überwiegend aus fadenförmigen Bakterien bestehen können.

Bei Störung des Flockungsvermögens liegen in der Regel nur sehr kleine oder überhaupt keine Flocken vor. Durch die Masse an freischwimmenden Bakterien ist das Wasser im Nachklärbecken dann hell gefärbt und trüb, wodurch sich die Sichttiefe drastisch verringert. Der Schlamm setzt sich nur noch schlecht ab.

In einseitigem Schlamm vermehren sich meist nur wenige Arten an Bakterien, Flagellaten und seltener Wimpertierchen, diese dann aber massenhaft, was in kommunalen Anlagen zu instabilen Verhältnissen in der Biologie und zu vermehrtem Schlammabtrieb in das Gewässer führen kann. Häufig findet sich dieser Schlammtyp auch in Anlagen, die industrielle Abwässer reinigen.

9.2.7 Vergifteter Schlamm

Die Wirkung von Giften ist abhängig von ihrer Art, Konzentration und Einwirkzeit. Ein toxischer Schock ist im mikroskopischen Bild durch das plötzliche Verschwinden der Wimpertierchen und Mehrzeller sichtbar; Glockentierchen werfen ihre „Köpfchen“ ab. Auch flockenbildende Bakterien werden geschädigt, was dazu führt, dass Schlammflocken zerfallen und der Ablauf trübe wird.

9.3 Lebensgemeinschaften in Biofilmen

Die Zusammensetzung der Mikroorganismen in Biofilmen wird von physikalisch-chemischen und biologischen Einflussfaktoren, also den herrschenden Milieubedingungen, bestimmt – wie im Belebtschlamm auch. Zu den wesentlichen Einflussfaktoren gehören die Durchflussgeschwindigkeit, die Nährstoffbelastung und die Sauerstoffversorgung. Einige Mikroorganismen wie z. B. Nitrifikanten und festsitzende Ciliaten finden in Biofilmen optimale Lebensbedingungen.

9.3.1 Tropfkörperanlagen

Die Masse aller Mikroorganismen einer gesunden Biozönose in einem Tropfkörper mittlerer Belastung besteht durchschnittlich zu mehr als 50 % aus festsitzenden (z. B. *Vorticella* spp., *Epistylis* spp., *Carchesium* spp., *Opercularia* spp.) und auf dem Biofilm schreitenden (z. B. *Aspidisca* spp., *Euplotes* spp.) Wimpertierchen. Beschaltete Amöben (*Euglypha* spp., *Arcella* spp.), Insektenlarven (z. B. *Psychoda* spp.), Würmer (Nematoden, Oligochäten) und Schnecken (z. B. *Physa acuta*) werden – in Abhängigkeit vom Füllmaterial – häufig nachgewiesen. Wird zusätzlich Probenmaterial von der Oberfläche des Füllmaterials abgekratzt und mikroskopiert, können auch verschiedene Algenarten in der Probe enthalten sein.

Entsprechend der Tropfkörperhöhe, also gleichermaßen mit fortschreitender Abwasserreinigung (und damit einhergehender Verringerung des Nahrungsangebotes), bildet sich ein „biologischer Gradient“ aus. Im oberen Bereich des Tropfkörpers siedeln sich eher heterotrophe Mikroorganismen, im unteren Bereich eher autotrophe Bakterien wie Nitrifikanten an.

Würmer ernähren sich als Detritusfresser vom Biofilm; sie sind ganzjährig in Tropfkörpern nachweisbar, allerdings in schwankenden Häufigkeiten. Regelmäßig kommen verschiedene Gattungen der Wenigborster (Oligochäten) vor, z. B. *Chaetogaster* spp. oder auch *Lumbricillus* spp. Treten sie in geringer Anzahl auf, tragen sie ähnlich wie die Larven der Tropfkörperfliege zur Stabilität der Biozönose bei. Unter bestimmten Veränderungen der Milieubedingungen können sie jedoch auch massenhaft vorkommen und dann zu Betriebsstörungen und erheblichen Einbußen der Reinigungsleistung führen. Die regelmäßige Bestimmung des mikroskopischen Bildes ist hier besonders wichtig, um eine starke Vermehrung der Metazoen zu erkennen und rechtzeitig Abhilfemaßnahmen ergreifen zu können. In hochbelasteten Anlagen können Pilze (z. B. *Fusarium* spp., *Leptomitus* spp.), deren fadenförmige Ausläufer graue dicke Beläge auf der Tropfkörperoberfläche bilden, zu Verstopfungen führen. Verursachen Schwefelbakterien auf der Tropfkörperoberfläche einen weißen Überzug, ist von Überlastung und Sauerstoffmangel auszugehen.

9.3.2 Tauchkörperanlagen

Für die Lebensgemeinschaft in Biofilmen von Rotationstauchkörpern gilt ähnliches wie für Tropfkörperanlagen. Sollten mehrere Rotationstauchkörper in Serie geschaltet sein, können sich je nach Abwasserzusammensetzung in den einzelnen Stufen unterschiedliche Biozönosen und Schichtdicken des Biofilms ausprägen. Auch verschiedene Farbabstufungen können aufgrund unterschiedlicher Bakterienpopulationen auftreten (z. B. weißlich/gräuliche Beläge von Schwefelbakterien).

Tauchkörper mit hoher Flächenbelastung neigen zu Verstopfungen; das mikroskopische Bild zeigt in diesen Fällen massenhaft freischwimmende (z. B. Spirillen) und fadenförmige Schwefelbakterien (z. B. *Beggiatoa* spp., *Thiothrix* spp.). Die Lebensgemeinschaft höherer Organismen setzt sich aus einem massenhaften Vorkommen kleiner Flagellaten und Nacktamöben zusammen, während freischwimmende Wimpertierchen (z. B. *Paramecium* spp., *Metopus* spp., *Glaucocoma* spp./*Tetrahymena* spp.) nur noch vereinzelt vorkommen. Festsitzende Wimpertierchen (z. B. *Epistylis* spp., *Opercularia* spp.) sind dann überwiegend in Form von Schwärmerstadien zu beobachten.

9.3.3 Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern, Biofilter

Bei Anlagen mit frei beweglichen Aufwuchskörpern werden Kunststoffkörper, bei der Biofiltration körniges Füll- und Aufwuchsmaterial verwendet (z. B. aus Quarzsand, Blähton oder Lava). Freie Bakterien siedeln sich zuerst auf der Oberfläche an, indem sie „klebrige“ extrazelluläre polymere Substanzen (EPS) absondern, in die sie sich einbetten. Daraufhin siedeln sich auch weitere, höher organisierte Organismen wie Ciliaten oder Mehrzeller im Biofilm an. Besonders Nitrifikanten haben auf diese Weise Wachstums- und Standortvorteile gegenüber den Mikroorganismen in der freien Wasserphase, was zur Effizienz und Stabilität der Nitrifikationsleistung dieser Abwasserreinigungssysteme beiträgt.

Einige festsitzende Ciliaten z. B. *Epistylis* spp. oder *Carchesium* spp. finden im Biofilm ideale Aufwuchs- und Lebensbedingungen. Sie werden ausreichend mit Sauerstoff und Nahrung (Bakterien) versorgt, und das anströmende Abwasser verteilt ihre Fortpflanzungsstadien schnell. Sie wachsen häufig in außergewöhnlich großen Kolonien von mehreren Dutzend „Köpfchen“. Die sessilen Ciliaten tragen zur Reinigung des Abwassers und zur Betriebsstabilität bei, weil sie neben Bakterien auch fein suspendierte Partikel aus dem Abwasser filtrieren. Unter idealen Bedingungen können sie sich jedoch durch Zellteilung auch so rasch vermehren, dass sie im Füllmaterial der Reaktoren zu Verstopfungen führen und den Betrieb beeinträchtigen können. In solchen Fällen können im mikroskopischen Bild außerdem massenhaft Schalenamöben (z. B. *Arcella* spp. und *Euglypha* spp.) nachgewiesen werden. Durch deren Konkurrenz mit der nitrifizierenden Biomasse um den vorhandenen gelösten Sauerstoff kann die Nitrifikationsleistung der Biofiltration verschlechtert werden. Fadenförmige Bakterien und Metazoen werden in derartig dünnen Biofilmen nur mit geringer Häufigkeit und Artenvielfalt nachgewiesen. Es siedeln sich stattdessen meist solche Arten an, die – beispielsweise mit Körperanhängen oder Haftorganellen wie Zehen – gut an die hohe Anströmgeschwindigkeit von Luft und Wasser im Biofilm adaptiert sind (z. B. *Rotaria* spp.).

Werden im mikroskopischen Bild Schwefelbakterien (z. B. *Beggiatoa* spp., *Thiothrix* spp.) sowie Spirillen nachgewiesen, ist dies als Zeichen für anaerobe Zonen im Biofilter zu werten. Werden Biofilter als Stufe ohne Luftzufuhr zur Denitrifikation betrieben, findet man neben freien Bakterien und Schwefelbakterien teilweise auch Ciliaten wie *Metopus* spp. oder *Paramecium* spp., die tolerant gegenüber sauerstoffarmen Verhältnissen sind.

9.4 Lebensgemeinschaften in naturnahen Abwasser- behandlungsanlagen

In naturnahen Abwasser-Reinigungssystemen, zu denen Abwasserteichanlagen sowie unbepflanzte und bepflanzte Filter (sogenannte „Pflanzenkläranlagen“) gehören, tragen neben den Einzellern auch mehrzellige Organismen und – besonders in Abwasserteichen – auch Algen zur Stabilität der Lebensgemeinschaft bei.

9.4.1 Abwasserteiche

In jedem der hintereinander durchflossenen Teiche entwickeln sich Lebensgemeinschaften, die dem Belastungszustand der fortschreitenden Abwasserreinigung entsprechen. Im hochbelasteten ersten Teich leben hauptsächlich freie Bakterien, Cyanobakterien (z. B. *Oscillatoria* spp.) und kleine Flagellaten (z. B. *Bodo* spp.). Im Verlauf der fortschreitenden Reinigung können in den weiteren Teichen auch Gelb-, Grün- und Kieselalgen, Augenflagellaten (z. B. *Euglena*) und filtrierende Organismen wie Wimpertierchen, Wasserflöhe und Hüpferlinge (Copepoden) vorkommen. Diese Zusammensetzung kann sich abhängig von der Jahreszeit von Teich zu Teich verschieben.

Algen können zeitweise massenhaft auftreten, wenn die Wassertemperatur, die Belichtung und das Nahrungsangebot hoch sind. Diese „Algenblüten“ sind meist nur eine vorübergehende Erscheinung im Abwasserteich.

Die meisten Metazoen leben in den obersten Schichten des Sedimentes von Abwasserteichen. Dort tragen z. B. Schlammröhrenwürmer (Tubificiden) zum Abbau der abgesetzten Bestandteile des Abwassers bei.

Auch in der freien Wasserphase befinden sich Metazoen. Wasserflöhe (Daphnien), Hüpferlinge (Copepoden), Zuckmückenlarven (Chironomiden) und auch Rädertiere (Rotatorien) filtrieren Bakterien, Algen und Schwebstoffe als Nahrung aus dem Abwasser. Sie erfüllen damit eine wichtige Rolle in der Nahrungskette und tragen sowohl zur Stabilität des Systems als auch zum Abbau der organischen Belastung bei.

In belüfteten Abwasserteichen bilden sich meist kleinere Flocken, die überwiegend aus Bakterien bestehen. Anzahl, Größe und Dichte der Flocken liegen allerdings aufgrund der fehlenden Schlammrückführung deutlich unter der üblichen Zusammensetzung der Biomasse im belebten Schlamm.

Wenn die Wasseroberfläche unbelüfteter Abwasserteiche sehr dicht mit Wasserlinsen (z. B. *Lemna minor*) bedeckt ist, können auch ausreichend dimensionierte Anlagen „umkippen“. Die Sauerstoffzufuhr über die Atmosphäre ist dann unterbunden und die „biogene Belüftung“ entfällt wegen der starken Beschattung. Unter der geschlossenen Pflanzendecke an der Wasseroberfläche vermehren sich aufgrund der sauerstoffarmen oder sauerstofffreien Verhältnisse bevorzugt Schwefel- und Purpurbakterien.

Ausreichend dimensionierte Abwasserteiche mit regelmäßiger Schlammräumung sind weitgehend aerob und somit geruchsarm. Ist der Schlammstand in einem Abwasserteich zu hoch, wird das Volumen des aeroben Wasserkörpers eingeschränkt und die Leistungsfähigkeit des Abwasserteiches stark beeinträchtigt. Zudem können vermehrt Rücklöseprozesse von z. B. Phosphorverbindungen aus den anaeroben Sedimentbereichen stattfinden, die zu weiteren Belastungen führen können.

Überlastete Abwasserteiche sind durch anaerobe Zustände charakterisiert. Von solchen Teichen kann ein fauliger Geruch ausgehen. Das trübe Wasser ist milchig-weiß oder sogar hellviolett gefärbt. Die Verfärbung kommt von den Farbstoffen bestimmter Schwefelbakterien (z. B. *Chromatium* spp.), die sich in überlasteten Abwasserteichen bevorzugt entwickeln. Einzellige Schwefelbakterien, zahlreiche freie und fadenförmige, bewegliche Arten (z. B. *Beggiatoa* spp.) sowie Spirillen prägen dann das mikroskopische Bild. Manche Wimpertierchen wie *Metopus* spp. oder *Paramecium* spp., die gegenüber sauerstoffarmen Verhältnissen und hoher Belastung tolerant sind, können auch in überlasteten Abwasserteichen nachgewiesen werden.

9.4.2 Bepflanzte und unbepflanzte Filter

Die biologische Reinigungsleistung eines bepflanzten Filters (Pflanzenkläranlage) hängt vom Zusammenwirken der hydraulischen, physikalisch-chemischen und biologischen Faktoren ab, die die Milieu- und Lebensbedingungen für die Biozönose bestimmen. Im Filtermaterial gedeihen z. B. Röhrichtpflanzen (wie *Phragmites australis*, *Iris pseudacorus*, *Typha* spp.), die besonders ausladende Wurzel- und Rhizombereiche haben. Sowohl auf der Oberfläche des Filtermaterials als auch auf den feinen Wurzeln und Rhizomen bilden sich schon nach einigen Tagen Beschickung mit häuslichem Abwasser Biofilme aus.

Die meisten Mikroorganismen werden in der sogenannten Litterschicht gefunden, der obersten Schicht auf dem Bodenmaterial der Pflanzenkläranlage. Hier sammelt sich im Laufe der Betriebsjahre humusartiges Material (z. B. Blätter, mineralisierte Substanzen) an.

Die charakteristische Biozönose besteht neben freien Bakterien aus Grün- und Kieselalgen, fadenförmigen Pilzen, vereinzelt kommen auch Schalenamöben (*Euglypha* spp., *Arcella* spp.), Rädertiere (z. B. *Rotaria* spp.) und Würmer vor. Festsitzende Wimpertierchen sind in dieser Lebensgemeinschaft nicht anzutreffen. Vereinzelt werden freischwimmende Ciliaten wie *Paramecium* spp. angetroffen.

Aussagen zur Belastungssituation oder Reinigungsleistung von Pflanzenkläranlagen sind am Kläranlagenauslauf möglich. Dominieren Überzüge von Grün- und Kieselalgen im Ablaufgerinne, kann von einer guten Reinigungsleistung der Anlage ausgegangen werden. Weiße und graue Beläge aus Schwefelbakterien und *Sphaerotilus* sowie flächiger Bewuchs von Glockentierchen können Hinweise auf eine unzureichende Reinigungsleistung sein.

Spezielle Biologie der Fadenbakterien

Unterschiedlichste Bakterien übernehmen die Hauptlast der Abwasserreinigung. Darunter sind auch etliche Spezies, die fadenförmig wachsen. Diese können bei übermäßigem Wachstum zu Blähschlamm, Schwimmschlamm oder Schaum führen und damit betriebstechnische Probleme auslösen. Genaue Kenntnisse zur Biologie von Fadenbakterien helfen bei der Entwicklung spezifischer Bekämpfungsstrategien.

Kapitel 10

| | |
|--|------------|
| Spezielle Biologie der Fadenbakterien | 198 |
| 10.1 Umgang mit Betriebsproblemen durch Fadenbakterien | 199 |
| 10.2 Möglichkeiten der Identifikation von Fadenbakterien | 200 |
| 10.2.1 Die mikroskopische Analyse | 200 |
| 10.2.2 Die Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH) | 201 |
| 10.3 Selektionsbedingungen und spezifische Bekämpfung von Fadenbakterien | 201 |
| 10.3.1 Schwefelbakterien | 202 |
| 10.3.2 Gram-negative Bakterien aus „Hochlastanlagen“ | 203 |
| 10.3.3 Gram-positive Bakterien aus „Niedriglastanlagen“ | 204 |



10 SPEZIELLE BIOLOGIE DER FADENBAKTERIEN

Bakterien mit fadenförmigem Wuchs („Fadenbakterien“) können in der Abwasserreinigung zu gravierenden Problemen führen. Ein massenhaftes Auftreten dieser Organismen beeinträchtigt das Absetzverhalten des belebten Schlammes erheblich und gefährdet damit den Erfolg der Schlammabtrennung im Nachklärbecken. Im schlimmsten Fall kommt es zu Schlammabtrieb in das Gewässer, was zu einer Gewässerverschmutzung durch hohe organische Belastung führen kann. Betriebsprobleme dieser Art sind für Belebungsanlagen höchst problematisch, weil sie zum einen den Verlust reinigender Biomasse bedeuten und zum anderen für die Betreiber mit rechtlichen und finanziellen Konsequenzen verknüpft sein können. Betriebsprobleme durch Fadenbakterien können unterschiedlich ausgeprägt als Blähschlamm, Schwimmschlamm und/oder Schaum auftreten.

Blähschlamm liegt definitionsgemäß dann vor, wenn die Absetzeigenschaften eines belebten Schlammes durch die Entwicklung fadenförmig wachsender Bakterien so weit verschlechtert sind, dass der Schlammindex ISV einen Wert $> 150 \text{ ml/g}$ erreicht. Je massiver und länger die fadenbildenden Bakterien aus den Flocken herauswachsen und „Brücken“ zwischen benachbarten Flocken bilden, desto stärker werden die Flocken daran gehindert, sich beim Absetzvorgang dicht aneinander zu lagern und abzusetzen. Für den Absetzvorgang ist es dabei unwesentlich, welche Bakterienarten diese fadenförmige und damit „sperrige“ Wuchsform ausbilden. Ist das schlechte Absetzverhalten eines Schlammes dagegen nicht durch Fadenbakterien verursacht, sondern z. B. durch ein Massenwachstum von *Zoogloea* sp. oder durch sich auflösende Schlammflocken, ist die Definition eines Blähschlammes nicht erfüllt, und der Schlamm sollte dann auch nicht als solcher bezeichnet werden.



Abb. 10.1: Schwimmschlamm

Bildet sich auf der Beckenoberfläche eine schwimmende Schlammdecke, wird diese abhängig von ihrer Konsistenz als **Schwimmschlamm** oder **Schaum** bezeichnet. Beide Phänomene führen wie Blähschlamm zum Verlust an reinigender Biomasse und können zudem direkte betriebliche Probleme (z. B. Verschmutzungen durch Überströmen der Freiborde von Belebungsbecken), massive Schadensfälle (z. B. Zerstörung des Nachklärbeckenräumers durch Einfrieren der Schwimmschlammdecke) oder Sicherheitsprobleme (z. B. Durchbrechen der Über- und Unterdrucksicherung (Wasservorlage) des Faulturms von gemeinsam mit dem Faulgas austretendem Schaum) verursachen.

Schäume, die aus großen gasgefüllten Blasen bestehen, können entweder ein eigenständiges Phänomen sein oder den Beginn einer Schwimmschlammbildung einleiten. Schwimmschlämme sind kompakter als Schäume, weniger gasgefüllt, brauchen einen längeren Zeitraum für ihre Ausbildung, können sich dann aber ebenfalls zu enormen Schichten aufbauen.



Abb. 10.2: Schaum

Schwimmschlamm oder Schaum sind ebenfalls häufig mit einem massenhaften Wachstum bestimmter Fadenbakterien verknüpft, können aber auch auf anderen Ursachen beruhen. So sind z. B. bunt schillernde, oft weißliche Eiweiß- oder Detergenzienschäume von biologischen Schäumen abzugrenzen. Auch während der Inbetriebnahme von Kläranlagen oder Becken können Schäume entstehen, die durch unvollständig abgebaute organische Stoffe, z. B. oberflächenaktive Substanzen, hervorgerufen werden. Bei verbesserter Reinigungsleistung der Anlagen oder vermindertem Eintrag derartiger Substanzen verschwinden solche Schäume von selbst von den Beckenoberflächen. Auch verstärktes Ausgasen von z. B. CO_2 , N_2 oder CH_4 aus anaeroben Schlammablagerungen am Beckengrund kann zu einem Aufschwimmen von Schlamm führen. Derartige Schwimmschlämme lassen sich durch Besprühen mit Wasser beherrschen, indem die Gasbläschen mechanisch zerstört werden.

In den meisten Fällen sind aber bestimmte Fadenbakterien mit wasserabstoßender (hydrophober) Oberfläche an der Bildung und vor allem an der Stabilisierung von Schwimmschlämmen und Schäumen beteiligt, die dann nicht durch Besprühen entfernt werden können. Das Zusammenspiel von fein verteilten Gasbläschen, oberflächenaktiven Substanzen, hydrophoben Partikeln und eben diesen Bakterien mit hydrophoben Oberflächeneigenschaften führt letztlich zu der Entstehung einer stabilen Schlammmasse an der Grenzfläche Wasser/Gas, die sich in allen Anlagenbereichen anreichern kann, auch im Faulbehälter.

10.1 Umgang mit Betriebsproblemen durch Fadenbakterien

Wie ist nun das Vorgehen bei Betriebsproblemen durch Blähschlamm, Schwimmschlamm oder Schaum? Wie in Abbildung 10.3 dargestellt, muss als erstes durch Betrachten des mikroskopischen Bildes überprüft werden, ob die Betriebsprobleme tatsächlich auf einem vermehrten Wachstum fädiger Bakterien beruhen oder ob andere Gründe vorliegen. Erhöhte Ablaufwerte durch Abnahme von aktiver Biomasse können z. B. auch durch einen Zerfall der Belebtschlammflocken aufgrund toxischer Stöße oder pH-Wert-Verschiebungen begründet sein. Schwimmschlämme auf der Nachklärung können z. B. auch durch eine unkontrollierte „wilde“ Denitrifikation entstehen. Handelt es sich mit Sicherheit um ein Fadenproblem, gibt es zwei grundsätzliche Möglichkeiten:

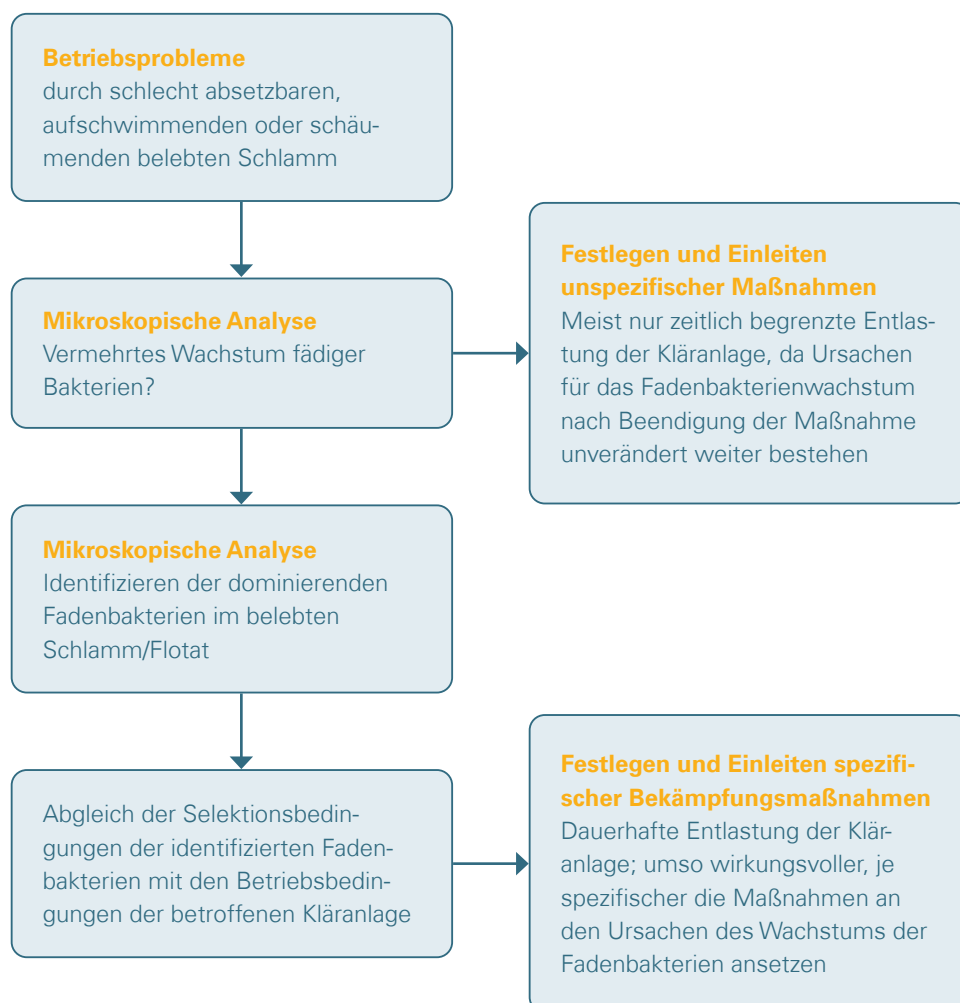


Abb. 10.3: Vorgehensweise bei Betriebsproblemen durch Blähschlamm, Schwimmschlamm, Schaum

Im Falle einer echten Notsituation, z. B. einem Austrag von Biomasse in das Gewässer, empfiehlt es sich, sofort unspezifische Bekämpfungsmaßnahmen einzuleiten. Unspezifische Maßnahmen bestehen in der Dosierung von Chemikalien (Zuschlagstoffen). Diese können nach dem gewünschten Effekt unterschieden werden:

- Maßnahmen zur Beschwerung des „leichten“ Schlammes (z. B. durch Eisen- oder Aluminiumsalze, inerte mineralische Partikel)
- Maßnahmen zur Förderung der Flockenbildung (z. B. durch Flockungshilfsmittel)
- Maßnahmen zur Schädigung der fädigen Bakterien (z. B. durch Ozon, Peroxid oder Kalkmilch)

Die unspezifischen Maßnahmen können durchaus geeignet sein, eine von Blähschlamm, Schwimmschlamm oder Schaum betroffene Anlage zu entlasten. Diese Entlastung ist jedoch in der Regel zeitlich begrenzt und auf die Dauer der Maßnahme beschränkt, da die Ursachen für das Fadenwachstum unverändert weiterbestehen und die fädigen Bakterien folglich erneut anwachsen.

Soll dagegen ein langfristiger Effekt erreicht werden, so muss der Frage nachgegangen werden, wo die Ursachen für das verstärkte fädige Wachstum in der betroffenen Anlage liegen. Für viele fädige Bakteriengattungen und -arten sind die Bedingungen, unter denen es zu einem vermehrten Wachstum kommt (Selektionsbedingungen), inzwischen relativ gut bekannt, für andere aber nach wie vor weitgehend unbekannt. Die Tatsache, dass bestimmte fädige Bakterien unter ganz bestimmten Voraussetzungen wachsen, macht es umgekehrt möglich, Hinweise auf die problemauslösenden Faktoren aus dem Vorkommen der dominanten Fadenbakterien abzuleiten. Die zweite, nachhaltigere Möglichkeit des Vorgehens bei Betriebsproblemen durch Blähschlamm, Schwimmschlamm oder Schaum liegt somit im Identifizieren der problemverursachenden fädigen Bakterien, einem anschließenden Abgleich der bekannten Selektionsbedingungen für die identifizierten dominanten Fäden und daraus abgeleitet dem Festlegen und Durchführen der spezifischen Maßnahmen. Dabei ist die Entlastung der Kläranlage umso dauerhafter, je spezifischer die Maßnahmen an den Ursachen für das Wachstum der Fadenbakterien ansetzen.

Im folgenden Kapitel 10.2 werden kurz die Methoden vorgestellt, fädige Bakterien in belebten Schlämmen zu identifizieren. Auf detaillierte Beschreibungen dieser Methoden in anderen Kapiteln wird jeweils verwiesen. Das anschließende Kapitel 10.3 gibt einen Überblick der heute bekannten Selektionsbedingungen wichtiger fädiger Bakteriengruppen in Kläranlagen.

10.2 Möglichkeiten der Identifikation von Fadenbakterien

10.2.1 Die mikroskopische Analyse

Ein Mikroskop mit Phasenkontrast-Einrichtung ist notwendig, um fadenförmige Bakterien im belebten Schlamm detailliert zu betrachten. Kommen fädige Bakterien im belebten Schlamm vor, ist es wichtig, nicht nur diese Tatsache zu dokumentieren, sondern auch die Anzahl der Fäden zu quantifizieren. Die Methode zur Bestimmung der Gesamtfädigkeit ist in Kapitel 5.3.3 erläutert. Darüber hinaus bietet die mikroskopische Analyse aber auch die Möglichkeit, fädige Bakterien in belebten Schlämmen ausreichend genau zu identifizieren, um Ansatzpunkte für ihre Bekämpfung zu finden. Die Identifizierung erfolgt nach Erkennungsmerkmalen im Lebendpräparat sowie nach Merkmalen, die erst bei Anwendung verschiedener Färbemethoden am Trockenpräparat sichtbar werden. Die Methoden zur Identifikation fädiger Bakterien werden in den Kapiteln 4.3 und 7 ausführlich beschrieben.

10.2.2 Die Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH)

Bei der Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH-Technik) werden kurze DNA-Abschnitte, welche für bestimmte Bakterien charakteristisch sind, mit Fluoreszenzfarbstoffen markiert („Gensonden“) und zu einem belebten Schlamm pipettiert. Dort binden sie an die entsprechenden DNA-Bereiche jener Bakterien, für die die Gensonden charakteristisch sind. Diese Bakterien sind nun mit dem Fluoreszenzfarbstoff markiert und können im Fluoreszenzmikroskop detektiert werden. Werden mehrere „Gensonden“ mit verschiedenen Fluoreszenzfarbstoffen eingesetzt, so können – je nach Spezifität der Sonden – mehrere Bakteriengruppen, -gattungen oder -arten gleichzeitig detektiert werden.

Da die lichtmikroskopische Bestimmung aufgrund verschiedenartiger Erscheinungsformen und manchmal abweichender Resultate in den Färbungen zu unklaren Ergebnissen bei fadenbildenden Bakterien führen kann, verbessert der Einsatz der FISH-Technik die Identifizierung (siehe Kapitel 13.2). Auch fadenbildende Bakterien, die mikroskopisch nur schwer voneinander unterscheidbar sind, können mit der FISH-Gensondentechnik eindeutig zugeordnet werden. Neben diesen für praktische Zwecke bisweilen hilfreichen Anwendungen werden heute in der Forschung weitere molekularbiologische Techniken eingesetzt, um die fadenbildenden Bakterien zu klassifizieren. Im Hinblick auf Betriebsprobleme durch Fadenbakterien sind Ergebnisse allerdings erst dann für die Praxis relevant, wenn neben der Identität eines Bakteriums auch die Ursachen seiner übermäßigen Vermehrung in Kläranlagen geklärt werden können. Detaillierte Informationen zur FISH-Technik finden sich in Kapitel 13.

10.3 Selektionsbedingungen und spezifische Bekämpfung von Fadenbakterien

Eine grundsätzliche Ursache für das übermäßige Wachstum und damit die Selektion bestimmter fadenförmiger Bakterien liegt darin, dass sie bei geringen Substratkonzentrationen Wachstumsvorteile gegenüber flockenbildenden Bakterien haben (als Wachstum wird hierbei die Vermehrung der Bakterienzellen, also die Zellteilung verstanden). Abbildung 10.4 zeigt dazu die Wachstumsraten (μ) zweier Modellorganismen (fädiger gegenüber flockenbildender) in Abhängigkeit von der Substratkonzentration (S).

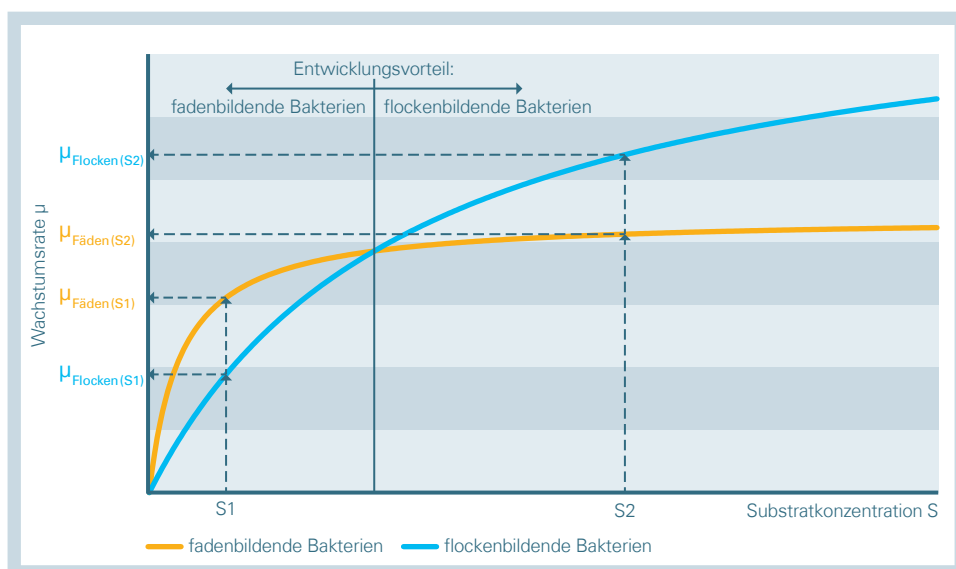


Abb. 10.4: Unterschiedliche Wachstumsraten zweier Organismen (z. B. fadenbildender gegenüber flockenbildender Bakterien) in Abhängigkeit von der Substratkonzentration (nach Chudoba et al. 1973)

Der Begriff „Substrat“ beschränkt sich dabei nicht nur auf die organischen Substrate (BSB), sondern lässt sich auf andere potenziell limitierende Substanzen wie z. B. Sauerstoff, Stickstoff und Phosphor ausdehnen (siehe dazu Kapitel 9.1).

Bei hohen Substratkonzentrationen (S_2) haben die flockenbildenden Bakterien eine höhere Wachstumsrate ($\mu_{\text{Flocken}(S_2)}$) als die fadenbildenden Bakterien ($\mu_{\text{Fäden}(S_2)}$). Bezogen auf den Betrieb von Belebungsanlagen ergibt sich daraus, dass flockenbildende Bakterien bei hohen Substratkonzentrationen einen Wachstumsvorteil gegenüber fädigen Bakterien besitzen. Im Vergleich dazu erreichen die fadenbildenden Bakterien aber bei deutlich geringerer Substratkonzentration (S_1) eine höhere Wachstumsgeschwindigkeit ($\mu_{\text{Fäden}(S_1)}$) als die flockenbildenden Bakterien ($\mu_{\text{Flocken}(S_1)}$). Die kompakt wachsenden flockenbildenden Bakterien benötigen demnach eine höhere Substratkonzentration, um sich schneller als die fadenbildenden Bakterien vermehren zu können. Bezogen auf den Betrieb von Belebungsanlagen ergibt sich daraus, dass bei niedriger Substratkonzentration bestimmte fadenbildende Mikroorganismen im Vorteil sind und somit „selektiert“ werden.

Diese Theorie hat sich vielfach als richtig erwiesen und wird insbesondere durch die Entwicklung der letzten Jahrzehnte bestätigt. Mit der Erweiterung der kommunalen Kläranlagen auf N-Elimination mussten die Belebungsbeckenvolumina erhöht werden, und die Schlammbelastung wurde demzufolge deutlich reduziert. Eine Verdoppelung des Belebungsbeckenvolumens führt – bei unverändertem Trockensubstanzgehalt – rechnerisch zu einer Halbierung der Schlammbelastung. Entsprechend sind heute in den kommunalen Kläranlagen wesentlich mehr fadenförmige Bakterien zu finden, die besonders an geringe Substratkonzentrationen angepasst sind.

Zu dem grundsätzlichen Selektionsfaktor der Substratkonzentration kommen – von Anlage zu Anlage verschieden – weitere Auslöser, die jeweils ganz bestimmte fadenförmige Bakterien in einen Wachstumsvorteil setzen. Solche Wachstumsvorteile können z. B. durch selektiv verwertbare Substrate (z. B. Fette und Fettsäuren), höhere Frachten industrieller Indirekteinleiter, signifikante Anteile angefaulten Abwassers, Sauerstoffmangel, Belastungsstöße, Nährstoffmangel (N, P) oder ein unausgeglichenes Nährstoffverhältnis sowie durch Temperatureinflüsse entstehen.

Es gibt selten Bläh- oder Schwimmschlammereignisse, die nur durch einen einzigen Fadentypus verursacht sind. In der Regel stellen sich typische Gemeinschaften fädiger Bakterien ein, die meist aus einem dominanten Faden und weiteren, weniger häufig vorkommenden fädigen Begleitorganismen bestehen. Die Fäden einer Gemeinschaft haben gleiche oder ähnliche Ansprüche an die Substratqualität, die Substratkonzentration und die äußeren Bedingungen. Die wesentlichen Gemeinschaften, die sich herausgebildet haben, sollen im Folgenden besprochen werden.

10.3.1 Schwefelbakterien

Charakteristisch für die Schwefelbakterien (z. B. *Thiothrix* sp., *Beggiatoa* sp., Typ 021N, Typ 0914) ist die Verwendung reduzierter Schwefelverbindungen, z. B. Sulfide, als Energiequelle. Bei der Oxidation dieser Stoffe im Zuge der Energiegewinnung lagern die Schwefelbakterien elementaren Schwefel intrazellulär ein. Es handelt sich hierbei um fadenförmige Bakterien, die im mikroskopischen Bild durch Schwefeleinlagerungen auffällig sichtbar werden und so auch meist sehr gut zu identifizieren sind. Da bestimmte Schwefelbakterien auch Schwefelwasserstoff nutzen können, der durch anaerobe Sulfatreduktion im Kanalnetz oder in der Anlage entsteht, sind sie wichtige Indikatororganismen für Faulprozesse in der Anlage oder im Kanal.

Solche Fäulnisprozesse werden begünstigt durch:

- lange Aufenthaltszeiten in Kanalnetzen mit geringem Gefälle und Druckleitungen
- Schlammablagerungen in nicht ausreichend durchmischten Becken, Beckenbereichen oder Rücklaufschlammleitungen
- unzureichend belüftete Belebungsbecken
- sehr leicht abbaubare Stoffe im Abwasser

Ein verstärktes Vorkommen von Schwefelbakterien wird in Anlagen beobachtet, in die sehr hoch belastete Abwässer, angefaulte Abwässer mit einer erhöhten Konzentration an organischen Säuren und reduzierte Schwefelverbindungen eingeleitet werden, was häufiger bei industriellen als bei kommunalen Anlagen auftritt.

Spezifische Bekämpfungsmaßnahmen gegen Schwefelbakterien ergeben sich direkt aus den Selektionsbedingungen, und die Ursachen für Faulprozesse, die zur Schwefelwasserstoffbildung führen, müssen gefunden und abgestellt werden.

10.3.2 Gram-negative Bakterien aus „Hochlastanlagen“

Bei der Gruppe der Gram-negativen Bakterien aus „Hochlastanlagen“ handelt es sich um klassische Blähschlamm bildner (z. B. *Haliscomenobacter hydrossis*, *Sphaerotilus natans*, Typ 021N, Typ 1701, Typ 1863). Diese fädigen Bakterien wachsen aus den Flocken heraus und beeinflussen dadurch das Absetzvermögen des Schlammes negativ, ohne aber zur Bildung von Schwimmschlamm oder Schaum zu neigen. Fädige Bakterien dieser Gruppe treten in Anlagen auf, die mit leicht abbaubaren Substraten in höheren Konzentrationen beschickt werden, was nicht zwingend mit einer hohen Schlammbelastung einhergehen muss. Solche „Hochlastbakterien“ setzen sich aufgrund ihrer Fähigkeit, das vorhandene Substrat schneller umzusetzen als andere (flockenbildende) Bakterien, besonders in volldurchmischten Becken durch. Man spricht von einer hohen Substrataffinität der „Hochlastbakterien“ (vergleiche Erläuterungen zu Abbildung 10.4). In kommunalen Anlagen treten sie nur noch selten auf, können aber zu Problemen führen, wenn erhebliche Industrieabwasseranteile mitbehandelt werden, jahreszeitlich bedingt hohe Belastungen auftreten (z. B. in Weinbaugebieten) oder wenn die BSB_5 -Schlammbelastung generell höher als $0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$ ist. Damit kommen „Hochlastbakterien“ typischerweise in nicht-nitrifizierenden Anlagen vor, besonders bei häufigen Stoßbelastungen oder einem hohen Kohlenstoffangebot bei gleichzeitigem Mangel an Stickstoff und Phosphor. In industriellen Anlagen kommen sie auch bei einer niedrigen BSB_5 -Schlammbelastung vor (kleiner als $0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$), wenn überproportional viel leicht abbaubares Substrat vorhanden ist sowie ein Nährstoffmangel und/oder volldurchmischte Becken vorliegen.

In einem volldurchmischten Becken wird das zulaufende Substrat sehr stark verdünnt, so dass sich im Becken niedrige Substratkonzentrationen nahe der Ablaufkonzentration einstellen. Hieraus resultiert ein Wachstumsvorteil dieser Bakterien im volldurchmischten Becken. Ursächlich verantwortlich sind die bereits erläuterten hohen Wachstumsgeschwindigkeiten bei geringer Substratkonzentration im Vergleich zu flockenbildenden Organismen. Von diesem Zusammenhang leitet sich die wichtigste verfahrenstechnische Maßnahme gegen klassischen Blähschlamm ab: Die Einführung eines Substratgradienten. Dieser kann in Anlagen durch Kaskadierung und Pfropfenströmung realisiert werden oder aber durch ein hochbelastetes, vorgeschaltetes Kontaktbecken (Selektor), in dem Zulauf und Rücklaufschlamm intensiv gemischt werden. Ist die Substratkonzentration auf diese Weise periodisch hoch, haben die flockenbildenden Bakterien durch ihre Fähigkeit einer schnellen Substratspeicherung und durch ihre größere maximale Wachstumsrate Vorteile in der Konkurrenz gegenüber den Fadenbakterien.

10.3.3 Gram-positive Bakterien aus „Niedriglastanlagen“

Da Schwefelbakterien in Abhängigkeit von Fäulnisprozessen in Anlagen auftreten und Gram-negative „Hochlastbakterien“ eher im industriellen Bereich, stellt sich die Frage nach der Situation auf kommunalen Kläranlagen, die als Schwachlastanlagen konzipiert sind. Hier haben steigende Anforderungen an die Reinigungsleistung und die dadurch bedingte Integration von Nitrifikation, Denitrifikation und biologischer Phosphorelimination in den Abwasserreinigungsprozess die Zusammensetzung der Bakteriengemeinschaft im belebten Schlamm grundlegend verändert. Würden biologische Anlagen früher mit dem alleinigen Ziel einer aeroben Veratmung der organischen Kohlenstoffverbindungen im Hochlastverfahren betrieben, sind heute eine niedrige Belastung und ein hohes Schlammalter Voraussetzungen für eine funktionierende weitergehende Abwasserreinigung. Darüber hinaus verfügen moderne Anlagen heute über teils komplizierte Verfahrensschemata mit anoxischen und anaeroben Becken oder Beckenzonen.

War die Substratsituation in Kläranlagen unter Hochlastbedingungen rückwirkend betrachtet für die Bakterien ein „Festschmaus“, so ist die Situation in den heutigen Niedriglastanlagen eher von „Hunger“ geprägt. Die Bakterien stehen unter Stress, weil ihnen nur noch wenig gelöstes Substrat für Zellwachstum und Energiegewinnung zur Verfügung steht. Um im Konkurrenzkampf um knappes Substrat bestehen zu können, müssen Strategien entwickelt werden, das verbleibende Substrat möglichst effektiv nutzen oder auch ungünstige Milieubedingungen möglichst unbeschadet überstehen zu können.

Viele Bakterien haben biochemische Systeme entwickelt, die Biopolymere als gespeicherte Reservestoffe produzieren. Derartige Reservestoffe sind z. B. Poly-beta-hydroxybutyrat, Glykogen oder Polyphosphat. In Phasen mit überschüssigem Nährstoffangebot werden diese intrazellulären Speicher angelegt und gefüllt, um in Zeiten der Nährstoffknappheit als Kohlenstoff- und/oder Energiequelle wieder in den Stoffwechsel einbezogen zu werden. Reservestoffe werden dort gebildet, wo die entsprechenden Ausgangssubstanzen zur Verfügung stehen und deshalb Energieüberschuss herrscht, die Zellen sich aber aus anderen Gründen nicht aktiv vermehren können. Genau diese Voraussetzungen treffen auf aerobe Bakterien in den anaeroben und anoxischen Zonen von Niedriglastanlagen zu. Haben diese Bakterien die Fähigkeit, das Substrat im anaeroben oder anoxischen Milieu aufzunehmen und als Reservestoff zu speichern, haben sie im aeroben Milieu den großen Vorteil, einen Teil ihres benötigten Wachstumssubstrats schon sicher „im Rucksack“ zu haben und müssen sich so nicht oder weniger an dem dort herrschenden Konkurrenzkampf um die Reste des gelösten Substrats beteiligen.

Eine weitere effektive Wachstumsstrategie von Bakterien in Niedriglastanlagen besteht darin, sich Zugang zu nährstoffangereicherten Bereichen zu verschaffen. Solche nährstoffangereicherten Bereiche sind die Gas-Wasser-Grenzflächen. In Anwesenheit von oberflächenaktiven Substanzen kommt es dort zur Anreicherung von organischen Stoffen (z. B. Fettsäuren, Lipiden, Polysacchariden, Kohlenwasserstoffen und Proteinen) und daran adsorbierten Nährstoffen. Geraten Bakterien durch Substratmangel unter Stress, so reagieren viele mit der Produktion von extrazellulären oberflächenaktiven Substanzen (sogenannten Biotensiden – im Unterschied zu den Detergenzien oder Tensiden, die über den Zulauf in die Kläranlage eingetragen werden), wodurch ihre Zelloberfläche wasserabstoßend (hydrophob) wird. Durch diese Maßnahmen gelingt es den Bakterien zum einen, sich selbst an den Grenzflächen anzuheften, zum anderen, sich die dort angereicherten Substrate zugänglich zu machen.

Das Zusammenspiel von oberflächenaktiven Substanzen und hydrophoben Partikeln oder Bakterien mit hydrophoben Oberflächeneigenschaften führt dazu, dass der belebte Schlamm in Niedriglastanlagen zum Aufschwimmen an die Grenzfläche Wasser/Luft neigt

und sich hier als Schwimmschlamm oder Schaum stabilisieren kann. Ursächlich für Betriebsstörungen dieser Art sind die Gram-positiven Fadenbakterien *Microthrix parvicella*, nocardioforme Actinomyceten, Typ 0041/0675, Typ 1851 und *Nostocoida limicola*. Obwohl *Microthrix parvicella* schnell als Hauptverursacher der neu entstandenen Flotationsproblematik ausgemacht werden konnte, hat es lange gedauert, die Selektionsvorteile dieses fädigen Bakteriums zu verstehen.

Microthrix parvicella

Das bevorzugte Substrat von *Microthrix parvicella* sind langkettige Fettsäuren. Dabei ist besonders hervorzuheben, dass dieses aerobe Bakterium auch unter anoxischen und anaeroben Bedingungen zur Substrataufnahme befähigt ist. Da es hydrophobe Zelloberflächen besitzt und sich dadurch an Grenzflächen anheften kann, steht ihm das dort angereicherte Substrat „exklusiv“ zur Verfügung. Neben der Verwendung langkettiger Fettsäuren aus dem Zulauf ist *Microthrix parvicella* nach Untersuchungen von Schade und Lemmer (2002) auch in der Lage, von anderen Organismen ausgeschiedene oberflächenaktive Substanzen (Biotenside) zu nutzen. Neben der direkten Verwertung als Substrat werden auch andere Substrate bei deren Anwesenheit effektiver aufgenommen. Da die Produktion von Biotensiden ein Charakteristikum von Bakterienpopulationen in Nährstoffmangelsituationen ist, ergibt sich auch hierdurch ein nicht zu unterschätzender Wachstumsvorteil für *Microthrix parvicella*. Stickstoff, Schwefel und Phosphor nutzt das fädige Bakterium in Form reduzierter Verbindungen. Zu Sauerstoff besteht eine hohe Affinität, damit wird Sauerstoff auch bei niedrigen Konzentrationen effizient aufgenommen.

Wird die Gesamtheit dieser Wachstumscharakteristika betrachtet, so hat sich mit *Microthrix parvicella* ein Bakterium in den belebten Schlämmen von Niedriglastanlagen etabliert, das in vielerlei Hinsicht optimal an die dort bestehenden Bedingungen angepasst und somit extrem konkurrenzfähig gegenüber anderen Bakterien ist. Die Wachstumsvorteile ergeben sich letztlich aus den für eine erfolgreiche Stickstoff- und Phosphorelimination erforderlichen Betriebsbedingungen.

Die effektivste Maßnahme zur Entlastung von Anlagen bei Problemen durch *Microthrix parvicella* besteht in der (zeitweisen) Dosierung von Fällungsmitteln auf Aluminiumbasis. Untersuchungen von Paris (2004) sowie von Nielsen et al. (2005) ergaben eine spezifische Wirkung von Aluminium, die jedoch auf die Einsatzdauer beschränkt ist. Bei der Dosierung von aluminiumhaltigen Fällmitteln vermindern sich sowohl die Hydrophobizität als auch die Neigung des belebten Schlammes zum Aufschwimmen. Paris (2004) sieht einen wesentlichen Wirkmechanismus von Aluminium in der Mitfällung der hydrophoben Stoffe. Durch Anlagerung und Einschluss von lipophilen Stoffen sowie *M. parvicella*-Fäden nimmt die Hydrophobizität des belebten Schlammes ab. Gleichzeitig wird die Substratverfügbarkeit für *Microthrix parvicella* eingeschränkt.

Die Dosierung von Fällungsmitteln auf Aluminiumbasis kann mit weiteren Maßnahmen kombiniert werden:

- Vermeidung eines hohen Eintrags von Fetten, Tensiden und anderen Stoffgruppen mit langen Alkylketten
- Vermeidung unnötig langer anaerober Schlammkontaktzeiten
- Einstellung einer Sauerstoffkonzentration $> 1,5 \text{ mg/l}$ in den aeroben Bereichen
- Vermeidung von Ammoniumstößen z. B. durch Vergleichmäßigung von Rückbelastungen aus der Schlammbehandlung
- Erhöhung der Schlammbelastung (B_{TS}) an eine für die Stickstoffelimination noch verträgliche Grenze
- konsequenter Abzug von Schwimmschlamm- und Schaumschichten
- Vermeidung von Einträgen angefaulten Abwassers

Eine sinnvolle Kombination der genannten Maßnahmen führt dazu, dass das Auftreten von *Microthrix parvicella* in kommunalen Anlagen soweit kontrolliert werden kann, dass massive Störungen des Anlagenbetriebes vermieden werden können. Aufgrund der Tatsache, dass *Microthrix parvicella* bei niedrigeren Temperaturen einen zusätzlichen Wachstumsvorteil gegenüber Flockenbakterien aufweist, muss auf kommunalen Niedriglastanlagen ab Herbst und bis hinein ins Frühjahr besonderes Augenmerk auf das Auftreten und die Häufigkeit dieses Fadenbakteriums gelegt werden.

Typ 0041/0675

Das Fadenbakterium Typ 0041/0675 wird insbesondere unter Niedriglastbedingungen bei einer CSB-Schlammbelastung B_{TS} im Bereich von 0,1 bis 0,2 kg/(kg × d) gefunden. Wird das partikuläre Substrat im Zulauf nicht aufgespalten, setzt sich 0041/0675 durch, andernfalls eher *Microthrix parvicella*. Aufgrund der Tatsache, dass Typ 0041/0675 in der Regel an den Flockenrändern wächst und oft einen üppigen Aufwuchs hat, führt sein Auftreten selten zu technischen Problemen.

Nocardioforme Actinomyceten

Actinomyceten spielen in niedrig belasteten Anlagen mit Stickstoff- und Phosphorelimination nur noch selten eine ausgeprägte Rolle. Diese Fadenbakterien sind zwar auf ein hohes Schlammalter angewiesen, um wegen ihres langsamen Wachstums nicht aus der Anlage ausgespült zu werden, benötigen jedoch für ein nennenswertes Wachstum höhere Substratkonzentrationen als viele andere „Gram-positive Bakterien aus Niedriglastanlagen“ (Lemmer 1996). Die starke Entwicklung dieser Organismen geht aufgrund empirischer Beobachtung oft mit dem Angebot wasserabweisender Substrate wie Fette oder Öle einher, so dass effizienten Fettabscheidern beim Abwassererzeuger und einer funktionierenden Fettabtrennung in der Kläranlage für die Bekämpfung dieses Bakteriums eine zentrale Rolle zukommt. Hohe Sauerstoff- und Substratkonzentrationen sind weitere wichtige Selektionsfaktoren. Die Zugabe von Aluminiumsalzen zu Reinkulturen nocardioformer Actinomyceten zeigte, im Vergleich zu Eisensalzen, einen hemmenden Effekt, was durch Ergebnisse aus dem technischen Bereich bestätigt wird (Eikelboom und Andreasen 1995, Lind und Lemmer 1998).

Nostocoida limicola

Nostocoida limicola ist ein Beispiel dafür, dass lichtmikroskopische Methoden ihre Grenzen haben und eine Hinzuziehung molekularbiologischer Methoden (siehe dazu Kapitel 13) sinnvoll sein kann. Umfangreiche Untersuchungen an belebten Schlämmen verschiedener Kläranlagen haben deutlich gemacht, dass sich hinter der gleichartigen Gestalt (dem „Morphotyp“) *Nostocoida limicola* eine Vielzahl verschiedener Bakterien mit sehr unterschiedlichen Substratansprüchen verbirgt. So ist es auch nicht verwunderlich, dass Selektionsfaktoren in der Vergangenheit häufig nicht eindeutig beschrieben werden konnten und sich Bekämpfungsstrategien in der Praxis manchmal als erfolgreich und manchmal als völlig nutzlos erwiesen. Eine molekularbiologische Abklärung der Bakteriengruppe kann hier zielführend sein.

Typ 1851, Typ 0092

Über die Selektionsfaktoren von Typ 1851 und Typ 0092 ist bislang wenig bekannt. Typ 0092 kommt in kommunalen Anlagen zwar oft, aber in der Regel in geringer Häufigkeit vor. Aufgrund seines Wachstums in der Flocke hat der Faden nur eine geringe Bedeutung für das Absetzverhalten, so dass üblicherweise keine spezifischen Bekämpfungsmaßnahmen anzuwenden sind. In seltenen Fällen wurde ein übermäßiges Wachstum von Typ 0092 in Anlagen mit unausgeglichenem C:N:P-Verhältnis gefunden. Typ 1851 wächst oft in Bündeln, ist aber ebenfalls selten dominant.

Interpretation des mikroskopischen Bildes

Die mikroskopische Untersuchung des Belebtschlammes und der Biozönose im Abwasser gibt Aufschluss über den Zustand der biologischen Reinigungsstufe und hilft bei der Optimierung des Klärbetriebes. Was die einzelnen Indikatororganismen anzeigen und wie die Biozönose in ihrer Gesamtheit zu beurteilen ist, wird mit Hilfe von Formblättern dokumentiert und bewertet.

Kapitel 11

| | |
|--|------------|
| Interpretation des mikroskopischen Bildes | 208 |
| 11.1 Umgang mit den Formblättern „Dokumentation“ und „Bewertung“ | 208 |
| 11.1.1 Manuelle Auswertung mit gedruckten Formblättern | 209 |
| 11.1.2 Verwendung des Excel-Tools | 211 |
| 11.2 Anwendung der Formblätter „Dokumentation MB“ und „Bewertung MB“ – Fallbeispiel mit Excel-Tool | 214 |
| 11.2.1 Bewertung der Indikatororganismen im mikroskopischen Bild | 214 |
| 11.2.2 Bewertung der Fadenbakterien | 218 |



11 INTERPRETATION DES MIKROSKOPISCHEN BILDES

Wird regelmäßig und über längere Zeit das mikroskopische Bild in der Biozönose der hierfür vorgesehenen Anlagenteile ermittelt, lassen sich umfassende Erkenntnisse gewinnen, die für eine Bewertung des Betriebszustandes herangezogen werden können. Mit zunehmender Erfahrung und Sicherheit bei der Bestimmung der Indikatororganismen sowie auch der Fadenbakterien lässt sich die Arbeit und Leistungsfähigkeit der Biozönose in der Abwasserreinigung verlässlich einstufen. Insbesondere können Abweichungen vom „Normalzustand“ schnell und direkt im Mikroskop erkannt werden. Die Auswertung kann helfen, Ursachen von Betriebsstörungen frühzeitig aufzuspüren und gezielt Abhilfemaßnahmen einzuleiten (z. B. bei technischen Problemen mit Fadenbakterien), ohne dass bereits Hinweise aus der Anlagenüberwachung vorliegen und bevor die Probleme ein größeres Ausmaß annehmen.

Mit dieser Arbeitshilfe soll das Betriebspersonal der Kläranlagen unterstützt werden, die Befunde aus der mikroskopischen Untersuchung korrekt auszuwerten und hilfreiche Erkenntnisse zu gewinnen. Für jede Anlage ergibt sich eine typische Zusammensetzung der Biozönose, sozusagen ein biologisches „Familienbild“, das in Summe die Steckbriefe der einzelnen Organismen repräsentiert (siehe hierzu Kapitel 8) und dessen „Normalzustand“ mit etwas Erfahrung sofort als solcher erkannt wird. Durch einen geringen Arbeits- und Hilfsmitelesatz kann mit dem Mikroskop schnell eine Einschätzung des biologischen Betriebszustands vorgenommen werden. Es wird empfohlen, den eigenen Kenntnisstand mit Hilfe von Kursen und Workshops zu erweitern, in denen auch Biozönosen aus anderen Kläranlagen analysiert werden und ein Austausch mit anderen Anwendern möglich ist.

11.1 Umgang mit den Formblättern „Dokumentation“ und „Bewertung“

Die Mikroorganismen werden im Normalbetrieb mit den Formblättern „Dokumentation mikroskopisches Bild (Dokumentation MB)“ und „Bewertung mikroskopisches Bild (Bewertung MB)“ erfasst und in Bakterien, Flagellaten, Amöben, festsitzende, schreitende und schwimmende/gleitende Ciliaten sowie Mehrzeller und Sonstige unterteilt. Die ergänzenden Formblätter „Dokumentation Fadenbakterien (Dokumentation FB)“ und „Bewertung Fadenbakterien (Bewertung FB)“ werden dann relevant, wenn die Gesamtfähigkeit der Proben mit Stufe 3 oder höher beurteilt wird. In diesem Fall sind Färbungen (Gram- und Neisserfärbung) zur Bestimmung der Fadenbakterien durchzuführen (Details hierzu siehe Kapitel 4.3 und 7). Färbungen sind immer vorzunehmen, um den Wachstumsverlauf von Fadenförmigen auch bei geringem Auftreten frühzeitig zu erkennen.

Die Formblätter gelten vornehmlich für die biologischen Verfahren in Belebungs- und Biofilmanlagen (Tropfkörper, Rotationstauchkörper, Anlagen mit freien Aufwuchskörpern), bei denen die Probenahme im biologischen Anlagenteil erfolgt. Weitergehende Erläuterungen zur Handhabung der Formblätter zur Dokumentation finden sich in Kapitel 5.4 (Tabelle 5.3, Formblatt „Dokumentation MB“, Seite 61), und in Kapitel 7.1.3 (Tabelle 7.1, Formblatt „Dokumentation FB“, Seite 89). Die Dateneingabe in die genannten Formblätter und die Auswertung kann sowohl manuell (Druckvorlage zum Ausfüllen siehe Anhang) als auch digital (mit einem Excel-Tool) erfolgen.

11.1.1 Manuelle Auswertung mit gedruckten Formblättern

In der Laborpraxis empfiehlt es sich, während des Mikroskopierens die ausgedruckten Formblätter „Dokumentation MB“ und „Dokumentation FB“ zur Erfassung der Nachweise der gesichteten Indikatororganismen und anderen Taxa zu verwenden. Für die Erläuterungen im weiteren Verlauf ist das Bereithalten dieser Formblätter ebenfalls angeraten, um die einzelnen Verfahrensschritte nachzuvollziehen.

Nachfolgend wird das schrittweise Vorgehen bei der Bewertung der mikroskopischen Nachweise aus der Dokumentation für die Schlussfolgerungen des Betriebszustandes beschrieben. Die Bewertung erfolgt mithilfe des Formblatts „Bewertung MB“, die Druckvorlage findet sich im Anhang. Dies wird anhand des Fallbeispiels in Kapitel 11.2 ausführlich erläutert. Auf den Seiten 216 und 217 sind die ausgefüllten Formblätter „Dokumentation MB“ und „Bewertung MB“ nebeneinandergestellt.

- Die identifizierten Indikatororganismen sowie weitere Feststellungen aus der mikroskopischen Untersuchung dreier Präparate (im Regelfall) werden in das Formblatt „Dokumentation MB“ eingetragen und der arithmetische Mittelwert der jeweiligen Häufigkeit und des Vorkommens gebildet (Details in Kapitel 5.4).
- **Mittelwerte** und Wert für die Gesamtfädigkeit werden im Formblatt „Bewertung MB“ in **Spalte 2** (Häufigkeit/Vorkommen/Fädigkeit) in der zum Organismus gehörigen Zeile eingetragen.
- **Auswerten** mit dem Formblatt „Bewertung MB“ (siehe Beispiel in Tabelle 11.2):
 - Im Kopfteil des Formblatts sind die **Bewertungskriterien spaltenweise** aufgelistet; sie sind in die übergeordneten Rubriken **„Allgemeine Betriebsverhältnisse“** und **„Spezielle Betriebsverhältnisse“** aufgeteilt; in der weitergehenden Untergliederung sind dann die Bereiche „Abwasserzusammensetzung“, „Betriebsstabilität“, „Schlammbelastung“, „O₂-Konzentration“ und „Schlammalter/Nitrifikation“ zu finden, jeweils mit den weiteren detaillierten Kriterien zur Beschreibung der Betriebsverhältnisse.
 - Die in den Feldern der darunterliegenden **Tabellenmatrix** vorgegebenen **Zahlenwerte** von 1 bis 4 oder Leerfelder spiegeln die Indikationsaussagekraft der Einzelnachweise wider: ein Leerfeld bedeutet „keine Indikation“, ein Zahlenwert bedeutet „Indikation“ für das zur Spalte gehörende Kriterium; die Höhe des Zahlenwertes gibt die Empfindlichkeit des jeweiligen Taxons für dieses Kriterium wieder, wobei ein niedriger Zahlenwert eine hohe Spezifität und Empfindlichkeit bedeutet, da schon ein geringes Vorkommen des Taxons eine hohe Aussagekraft hat.
 - Das **Zahlenmuster** in den unterschiedlichen Zeilen ist für jeden Indikatororganismus typisch und sagt etwas über die Lebensbedingungen aus, bei denen dieser üblicherweise vorkommt: gibt es in der Zeile eines Taxons nur wenige Zahlen, und sind diese klein (1 oder 2), handelt es sich um einen Indikatororganismus, der die mit Zahlen versehenen Kriterien sehr spezifisch anzeigt und auf veränderte Umweltbedingungen sehr sensibel reagiert; enthält die Zeile eines Taxons hingegen viele Zahlen und ganz unterschiedliche Zahlenwerte, kann dieser Organismus bei vielfältigen Umweltbedingungen vorkommen.

Taxon (Mehrzahl: Taxa):
hier stellvertretend für den/ die im Mikroskop identifizierten Organismus/Organismengruppen

| | H / V / F | Sulfide vorhanden | NH ₄ ⁺ - konz. hoch/ NH ₄ ⁺ - Stoßbel. | C:N:P-Verh. gestört | stabil | instabil Stoßbel. | Schädigung der Biozönose | Hemmung, Vergiftung | hoch | mittel-niedrig | > 2 | 1-2 | < 1 | Schlammalter hoch | Schlammalter niedrig | Denitrifikation stabil |
|------------------------------|-----------|-------------------|--|---------------------|--------|-------------------|--------------------------|---------------------|------|----------------|-----|-----|-----|-------------------|----------------------|------------------------|
| Amöben | | | | | | | | | | | | | | | | |
| große Schalenamöben | 3 | | | | 1 | | | | | 3 | 1 | 1 | | 1 | | |
| Kleine Nacktamöben (< 50 µm) | 2 | 3 | 2 | | | 3 | 3 | | 2 | | | | 3 | | 3 | |
| <i>Pyxidicula</i> spp. | 2 | | | | | 2 | | | | | | 1 | | | | |

Abb. 11.1: Ausschnitt aus Formblatt „Bewertung MB“ von Tabelle 11.2; Markierung der Felder gemäß Vorgabe für Mittelwertabgleich (siehe Text)

| H/V/F | O ₂ - Konzentration mg/l | | |
|------------------------------------|---|-----|-----|
| | > 2 | 1-2 | < 1 |
| | 8 | 11 | 7 |
| Spaltensumme aller Markierungen | | | |
| Bakterien | | | |
| 3 | | | |
| 2 | | 3 | 4 |
| | | | 1 |
| | | | 2 |
| | | 3 | |
| 1 | | 2 | 2 |
| Flagellaten | | | |
| 1 | | 1 | |
| 1 | | | 3 |
| 1 | | | 1 |
| Amöben | | | |
| 3 | 1 | 1 | |
| 2 | | | 3 |
| 2 | | 1 | |
| Festsitzende Ciliaten | | | |
| | | | 1 |
| 3 | | 1 | |
| | 1 | 1 | |
| | 1 | | |
| 1 | | 1 | |
| 1 | 1 | 1 | |
| | 1 | | |
| | 1 | 1 | |
| 0 | 1 | 1 | |
| | | 2 | |
| 1 | | 1 | 1 |
| | 1 | | |
| | 1 | 1 | |
| Schreitende Ciliaten | | | |
| 2 | 1 | 1 | |
| | | 1 | |
| | 1 | 1 | |
| Schwimm./gleit. Ciliaten | | | |
| 1 | | 1 | 1 |
| | | 1 | |
| 1 | 1 | | |
| | | | 1 |
| | | | 2 |
| | | | 1 |
| | | | 1 |
| | | | 3 |
| | | 1 | |
| | | | 1 |
| 1 | 1 | | |
| | | | 1 |
| | | | 1 |
| | | | 1 |
| | | 1 | |
| Mehrzeller | | | |
| | | 2 | |
| 2 | 1 | 1 | |
| 1 | 1 | | |
| | 1 | | |
| | | 1 | |
| 1 | 1 | | |
| Sonstige | | | |
| 1 | | | 2 |
| 1 | | | 2 |
| | 8 | 10 | 3 |
| | 0 | 1 | 4 |
| Markierungen MB Markierungen FB | | | |

Abb. 11.2: Ausschnitt aus Formblatt „Bewertung MB“ zur Interpretation der Summenbildung in den Spalten (siehe Text)

- Auswertung der Nachweise** der Indikatororganismen und anderen Taxa: der aus dem Dokumentationsformblatt übertragene Mittelwert wird mit den Zahlenwerten in der betreffenden Nachweiszeile abgeglichen; dabei werden alle Zahlenwerte markiert, die dem Mittelwert entsprechen oder kleiner als der Mittelwert sind; in Abbildung 11.1 beträgt der Mittelwert bei den großen Schalenamöben 3, daher sind alle Felder mit den Werten 1, 2 und 3 markiert; bei den kleinen Nacktamöben und *Pyxidicula* spp. ist der Mittelwert jeweils 2; daher sind auch nur die Felder mit den Werten 1 oder 2 markiert, nicht jedoch Felder mit dem Wert 3.
- Bewertung der Betriebsverhältnisse** mittels der Kriterien in den zugehörigen Spalten: hierzu werden die Markierungen in der zum Kriterium gehörigen Spalte gezählt und in die Zeile „Anzahl Markierungen mikr. Bild (MB)“ in das zugehörige Feld eingetragen; wird ein Indikatororganismus nur als Einzelexemplar gefunden, so ist es möglicherweise ein Zufallsfund und ist im Regelfall unerheblich für die Bewertung; insbesondere wenn nur in einer von den drei regulär zu untersuchenden Proben der Nachweis in einer kleinen oder geringen Stufe festgestellt wird, gilt er als nicht relevant; in der Dokumentation kann der Fund aber erfasst bleiben.
- Zudem wird – falls eine Untersuchung auf Fadenbakterien vorgenommen wurde – der Wert aus dem Formblatt „Bewertung FB“ in die Zeile „Anzahl Markierungen Fadenb. (FB) Übertrag“ übertragen, zum eben ermittelten Wert addiert und als „Summe Markierungen aus MB und FB“ in der gleichlautenden Zeile im Kopfbereich des Formblatts in der entsprechenden Zelle eingetragen; das dafür gültige Kriterium ist unmittelbar darüber abgebildet; die Höhe der Zahlenwerte bildet ein Maß dafür, wie stark das Kriterium erfüllt ist – je höher, umso zutreffender.
- Interpretation der Ergebnisse aus der Zeile „Summe Markierungen aus MB und FB“: für die Schlussfolgerungen zur Bewertung der Betriebsverhältnisse werden die errechneten Zahlenwerte der jeweiligen Kriterien für die Bewertung herangezogen; im Bereich Abwasserzusammensetzung sowie bei den Kriterien „Schädigung der Biozönose“ und „Hemmung, Vergiftung“ wird die Aussage umso zutreffender, je höher der Zahlenwert ist; liegt nur ein Hinweis vor, kann dieser in der Regel ignoriert werden; auch bei „Denitrifikation stabil“ gilt, je mehr Hinweise, um so zutreffender die Aussage; bei den Bewertungsgruppen „stabil/instabil“, „Schlammbelastung“ und der „O₂-Konzentration“ sowie „Schlammalter hoch/Schlammalter niedrig“ definiert der jeweilige Maximalwert die am ehesten zutreffende Schlussfolgerung; bei Zahlengleichstand innerhalb der Bewertungsgruppen gelten die jeweiligen Schlussfolgerungen gleichermaßen, bei geringen Differenzen ist eine graduelle Gültigkeit anzunehmen, in der Reihenfolge der abnehmenden Zahlenwerte; eine detaillierte Diskussion der Befunde wird im Fallbeispiel in Kapitel 11.2 vorgenommen.
- Die **Flockenbeschaffenheit** wird im Formblatt „Dokumentation MB“ protokolliert, aber nur die Feststellungen „vernetzt“ und „Flockenzerfall“ werden ins Formblatt „Bewertung MB“ übertragen; eine Auswertung über Algorithmen findet nicht statt; die Feststellungen können aber als ergänzende Hinweise zu den entsprechenden Rubriken herangezogen werden.
- Weitere Bemerkungen** können als zusätzliche Information rein protokollarisch ohne weitergehende Auswertung in die Formblätter „Dokumentation MB“ und „Bewertung MB“ aufgenommen werden; für die Feststellungen zur Probenbeschaffenheit stehen die Rubriken „Farbe“ und „Geruch“ im Formblatt „Dokumentation MB“ bereit, auch können Auffälligkeiten, Besonderheiten sowie weitere nicht in der Organismenliste aufgeführte Organismenfunde in den Bemerkungsfeldern eingetragen werden.

Bei der **Interpretation des Gesamtbildes** ist zu beachten, dass die Organismen je nach ihren Indikatoreigenschaften durchaus unterschiedliche bis gegensätzliche Bedingungen anzeigen können. Somit kann es durchaus vorkommen, dass mit dem festgestellten Organismenspektrum vermeintlich gleichzeitig verschiedene Zustände in der Biozönose indiziert werden, was widersprüchlich erscheint. Dies erklärt sich jedoch durch den

gemeinsamen Schlammkreislauf, in dem alle Organismen gleichzeitig vorhanden sind, obwohl sie nur in unterschiedlichen Reinigungsphasen (z. B. Denitrifikation, Nitrifikation) aktiv oder inaktiv sind. Gerade für die Bestimmung der festsitzenden Ciliaten, die O₂-Anzeiger sind, ist eine Probenahme in ihrer aktiven Phase wichtig. Für die jeweilige Kläranlage ergibt sich damit im Normalbetrieb ein charakteristisches Muster der Indikatororganismenzusammensetzung. Dabei gilt aber auch, dass Einzelfunde für eine Interpretation nicht ausreichend sind, sondern dass immer das Gesamtbild für eine gesicherte Aussage herangezogen werden muss.

11.1.2 Verwendung des Excel-Tools

Für eine elektronische Erfassung und Bewertung des mikroskopischen Bildes wurde ein Excel-Tool entwickelt. Die Regeln für die Auswertung der Nachweise der mikroskopisch erfassten Indikatoren und anderen Taxa sowie sonstigen Feststellungen wurden analog zur manuellen Vorgehensweise übernommen. Dabei laufen die oben dargestellten Verfahrensschritte automatisiert ab, wodurch Übertragungsfehler vermieden werden. Die Zeitersparnis sowie einige zusätzlich dargestellte Aspekte bei der Auswertung bieten weitere Vorteile bei der Verwendung des Excel-Tools. Es bildet die Formblätter „Dokumentation mikroskopisches Bild (Dokumentation MB)“, „Bewertung mikroskopisches Bild (Bewertung MB)“, „Dokumentation Fadenbakterien (Dokumentation FB)“ und „Bewertung Fadenbakterien (Bewertung FB)“ als Tabellenblätter für die elektronische Datenerfassung ab. Um die im Folgenden erläuterten Eingabe- und Auswertemöglichkeiten besser nachvollziehen zu können, sollte der ungeübte Nutzer das Excel-Tool öffnen oder die Papierversionen zur Hand haben.

Im Vergleich zu den papiergebundenen Formblättern sind folgende Erweiterungen in das Excel-Tool eingearbeitet (detaillierte Erläuterungen zum Excel-Tool sind separat verfügbar):

- Die **Eintragungen** im Excel-Tabellenblatt „Dokumentation MB“ werden **automatisch** in das Excel-Tabellenblatt „Bewertung MB“ **übertragen**; im Regelfall sind drei Präparate zu untersuchen.
- Auch **Feststellungen** aus einer gegebenenfalls notwendigen Untersuchung auf **Fadenbakterien** werden aus dem Excel-Tabellenblatt „Bewertung FB“ in das Tabellenblatt „Bewertung MB“ **automatisch** zu den jeweiligen Kriterien in die passenden Spalten **übertragen**.
- Der in der Dokumentation für die nachgewiesenen Organismen gebildete Mittelwert wird **automatisch** in das Tabellenblatt „Bewertung MB“ übertragen und mit den Zahlenwerten der Bewertungsmatrix im Tabellenblatt „Bewertung MB“ **verglichen**; solche Felder, die die Kriterien erfüllen („Mittelwert \geq Feldwert“), werden automatisch farblich **markiert**; diese Markierungen gehen dann in die Spaltensummenbildung ein, welche ebenfalls automatisch erfolgt; wie bei der manuellen Auswertung wird nur die Anzahl der markierten Felder ermittelt.
- Die in der Zeile **„Summe Markierungen aus MB und FB“** ermittelten Werte ergeben sich durch Addition der jeweiligen Angaben in den Zeilen „Anzahl Markierungen mikr. Bild (MB)“ und „Anzahl Markierungen Fadenb. (FB) Übertrag“.
- Beim Abgleich der ermittelten Summenwerte in der Zeile „Summe Markierungen aus MB und FB“ mit den **Schlussfolgerungen** für die allgemeinen und speziellen Betriebsverhältnisse gelten **analog** die Festlegungen **zur manuellen Auswertung**; zusätzlich wird im Excel-Tool eine Farbabstufung hinterlegt, deren Farbgestaltung und -verlauf je nach Kriterium unterschiedlich ist; die folgenden Bereiche in den Formblattlisten sind hierbei relevant.
 - **Gesamtsumme Taxa**: das Feld „Gesamtsumme Taxa (mikroskopisches Bild und Fadenbakterien)“ kann eine Farbe von rot (Taxaanzahl 1–4, im Sinne von „nicht ausreichend“) über gelb (5–8) und grün (9–14) bis blau (15 und mehr, im Sinne von

„sehr vielfältig“) annehmen; je höher die Anzahl verschiedener Taxa in der Biozönose ist, desto vielseitiger und stabiler ist das System, und umso weniger störanfällig ist die Reinigungsleistung der Anlage; bei einer Taxaanzahl unter 7 ist eine derartige Bewertung im Regelfall nicht gesichert möglich; für Hochlastanlagen oder Industrieanlagen mit speziellen Abwasserzusammensetzungen können sich individuell abweichende Bewertungen ergeben, da sich unter solchen Bedingungen meist eine speziell angepasste, oft artenarme Biozönose etabliert.

- **Abwasserzusammensetzung:** hier sind die Kriterien „Sulfide“, „NH₄⁺“ und „C:N:P“ als Alarmzeichen gesetzt; die Farben verlaufen von „weiß“ (Zahlenwert 1, „unkritisch“) über gelb/orange (ab Zahlenwert 2, beginnender „Alarm“) bis rot (Zahlenwerte 5 oder 7, „kritisch“ bis „Alarm“); für die Auslösung der „Alarm“-Stufe sind die Zahlenwerte verhältnismäßig niedrig angesetzt, da der „Alarm“ nur dann auslöst, wenn die Summe der Markierungen diese Werte überschreitet; allerdings gibt es einige Indikatoren, die einen „Alarm“ schon bei Stufe 1 indizieren, also sehr spezifische Anzeiger für diese Bedingungen sind; kommen in einer Probe mehrere solcher spezifischen Indikator-Taxa vor, wird der kritische Schwellenwert schnell überschritten.
- **Betriebsstabilität:** die Kriterien „stabil“ und „instabil/Stoßbelastung“ in dieser Bewertungsgruppe werden vergleichend betrachtet; das Kriterium mit dem höchsten Zahlenwert wird farbig (dunkelgrün) hervorgehoben; bei Zahlengleichstand beider Kriterien werden diese farblich gleich markiert; ist die Differenz zwischen beiden Werten nur gering (kleiner 30 %), so wird das Feld mit dem niedrigeren Wert hellgrün dargestellt; die Kriterien „Schädigung der Biozönose“ und „Hemmung/Vergiftung“ werden unabhängig von „stabil“ und „instabil/Stoßbelastung“ betrachtet; bei einem Zahlenwert von 1 erfolgt bei beiden Kriterien noch keine Bewertung, ab dem Zahlenwert 2 (orange) gilt allerdings bereits die „Vorstufe Alarm“ und schon ab 3 (rot) wird „Alarm“ angezeigt; die Schwellenwerte liegen bei den meisten Indikator-Taxa bei Häufigkeiten von 3 und 4.
- **Schlammbelastung:** die Bewertungsgruppe „Schlammbelastung hoch“ und „Schlammbelastung mittel/niedrig“ wird analog wie bei der Bewertungsgruppe der Betriebsstabilität (Betrieb „stabil/instabil Stoßbelastung“) gewertet (siehe oben); der Übergang zwischen Schlammbelastung „hoch“ und „mittel/niedrig“ liegt bei einem B_{TS}-Wert von etwa 0,15 kg/(kg × d).
- **Sauerstoffkonzentration:** die drei Kriterien der Sauerstoffkonzentration mit > 2, 1–2 und < 1 werden ebenfalls gemäß dem höchsten Zahlenwert des jeweiligen Einzelkriteriums gewertet (siehe oben).
- **Nitrifikation:** bei der Bewertungsgruppe „Schlammalter hoch“ und „Schlammalter niedrig“ wird das Kriterium mit dem höchsten Zahlenwert zur Bewertung herangezogen und entsprechend farblich markiert; das Kriterium „Denitrifikation stabil“ wird hingegen mit einem grünen Farbverlauf belegt, wobei bis zum Zahlenwert 3 keine Indikation angezeigt wird; erst ab dem Zahlenwert 4 beginnt eine hellgrüne Farbgebung mit zunehmender Sättigung nach dunkelgrün, je höher der Zahlenwert steigt.
- **Mikrobiologie-Index (MI):** diese Kennzahl ergibt sich nur bei der Verwendung des Excel-Tools; mit ihr wird eine Abschätzung des Reinigungspotenzials der Biozönose vorgenommen; der MI ermöglicht es, den Betriebszustand im Jahresverlauf über Zeitreihen grafisch auszuwerten, Maßnahmen auf der Anlage im Kontext des biologischen Bildes zu bewerten oder unterschiedliche Anlagen miteinander zu vergleichen; trotzdem muss das biologische Bild und der daraus generierte MI immer vor dem Hintergrund der spezifischen örtlichen Gegebenheiten der jeweiligen Kläranlage betrachtet werden; der MI kann zur Kennzeichnung und Bewertung der mit dem Formblatt erfassten aeroben biologischen Reinigungsverfahren (Belebtschlamm- und Biofilm-Anlagen) genutzt werden; bei reinen Industriekläranlagen oder anaeroben Betriebsteilen ist eine Aussage zu den Betriebsverhältnissen anhand des MI jedoch nicht

möglich; der zugehörige Algorithmus bewertet die verschiedene Anzahl/Häufigkeiten von ausgewählten Indikatororganismen und liefert eine Zahl zwischen 0 und 100; bei Werten von 0 bis 40 werden die Betriebsverhältnisse als ungenügend klassifiziert, z. B. aufgrund eines stark verschobenen Nährstoffverhältnisses, eines zu geringen Schlammalters oder starker Ammonium-Stoßbelastungen, und sind dann rot hinterlegt; die nächste Stufe von 41 bis 60 wird ebenfalls noch als kritisch gewertet (gelb); von 61 bis 80 (hellgrün) beginnt der Bereich, in dem eine ausreichende oder bessere Reinigungsleistung mit stabilem Betrieb angezeigt ist, Werte von 81 bis 90 (dunkelgrün) charakterisieren Anlagen mit einer stabilen biologischen Lebensgemeinschaft, bei denen mit guten Ablaufwerten zu rechnen ist; bei Werten über 90 (hellblau) sollte die Reinigung sehr gut funktionieren, sie treten bei Anlagen auf, die eine besonders große Organismenvielfalt mit Indikationswerten für sehr gute Betriebsverhältnisse aufweisen; wird das Feld lediglich schraffiert dargestellt, ist das Ergebnis aufgrund einer zu geringen Anzahl an Indikatororganismen nicht repräsentativ.

- **Funktionsgruppen:** im unteren Teil des Formblatts wird als zusätzliche Besonderheit bei den **Ciliaten** noch ausgewertet, wie viele Taxa oder Organismen/Ciliaten den Filtrierern, Weidegängern, Räubern, Pionierformen und Allesfressern zugeordnet werden können; eine gut funktionierende Ciliaten-Lebensgemeinschaft setzt sich meist aus einigen bis vielen Taxa zusammen, die zu den Bakterien-Filtrierern und zu den Weidegängern gehören; für eine ausgeglichene Biozönose sind außerdem Räuber erforderlich, von denen dann meist einzelne bis mehrere Taxa vorkommen; viele Pionierformen hingegen zeigen eine verschobene Lebensgemeinschaft an, die sich typischerweise in Anlagen mit hoher Belastung, starken Stoßbelastungen oder sehr einseitig zusammengesetztem Abwasser bildet; grundsätzlich sind Pionierformen charakteristisch für den Beginn einer sich neu entwickelnden Biozönose, beispielsweise in der Einfahrphase einer Anlage, können aber auch eine sich regenerierende Lebensgemeinschaft dominieren, z. B. nach einem toxischen Schock; Allesfresser haben eine ähnlich ausgleichende Funktion auf die Gemeinschaft wie räuberische Formen.
- **Flockenbeschaffenheit:** hier wird nur protokolliert, ob eine Vernetzung der Flocken vorliegt oder ob Flockenzerfall beobachtet wurde; weitergehende Berechnungen werden nicht durchgeführt; wie bei der manuellen Auswertung können die in der Zeile markierten Felder ergänzende Hinweise zu den entsprechenden Rubriken geben.
- **Formblatt „Bewertung Fadenbakterien“:** im Formblatt „Dokumentation Fadenbakterien“ wird eine Vielzahl von möglichen Feststellungen protokolliert, wie aus Tabelle 7.1 hervorgeht; für die Bewertung im Excel-Tool werden der Fadenbakterien-Typ und der Zahlenwert weiterverwendet, der die jeweilige Fädigkeit angibt; analog wie im Formblatt „Bewertung mikroskopisches Bild“ werden die Nachweise der mikroskopisch erfassten Taxa zeilenweise ausgewertet, die Fädigkeitszahlenwerte werden mit den Ziffern in der Zeile abgeglichen und markiert, die „Treffer“ werden – wie oben – spaltenweise addiert und das Ergebnis in der Zeile „Anzahl Markierungen pro Spalte“ eingetragen; der Summenwert jeder Spalte wird dann automatisch in das Formblatt „Bewertung mikroskopisches Bild“ übertragen (Zeile „Anzahl Markierungen Fadenbakt. (FB) Übertrag“) und mit den Zahlenwerten aus Zeile „Anzahl Markierungen mikr. Bild (MB)“ zur Gesamtzahl „Summe Markierungen aus MB und FB“ addiert; für eine korrekte automatisierte Auswertung sind im Tabellenblatt „Dokumentation MB“ die speziellen einleiterbedingten Belastungen anzugeben; schon wenn einzelne Fadenbakterien-Typen mit der Fädigkeit 3 oder 4 bewertet worden sind, ist grundsätzlich davon auszugehen, dass Blähschlamm oder Schwimmschlamm vorliegt oder sich dahin entwickelt.

| MI | Farbe |
|-------|------------|
| ≤ 40 | rot |
| 41–60 | gelb |
| 61–80 | hellgrün |
| 81–90 | dunkelgrün |
| > 90 | hellblau |

Abb. 11.3: Farbgestaltung für den Mikrobiologie-Index (MI), Erläuterung siehe Text

11.2 Anwendung der Formblätter „Dokumentation MB“ und „Bewertung MB“ – Fallbeispiel mit Excel-Tool

Die Erfassung des mikroskopischen Bildes soll im weiteren Verlauf anhand eines Praxisbeispiels vorgestellt werden. Es handelt sich dabei um eine kommunale Kläranlage mit einer B_{TS} -Belastung im mittleren Bereich; das Beispiel soll somit keine Vorbildfunktion haben, sondern wurde aus didaktischen Gründen ausgewählt, um möglichst viele Interpretationsmöglichkeiten aufzuzeigen. Die Lebensgemeinschaft in niedrig belasteten Belebtschlammern ist hingegen meist durch eine geringere Vielfalt und Individuendichte der Organismen gekennzeichnet. Unabhängig von der Anlagenbelastung ist es außerdem möglich, dass deutlich weniger verschiedene Fadenbakterien nachgewiesen werden als im vorliegenden Fall.

Die Taxa oder Organismen/Ciliaten aus der mikroskopischen Untersuchung einer Probe aus der belüfteten Zone des Belebungsbeckens (oder analogen Stellen in Biofilmanlagen) werden mit Hilfe des Formblatts „Dokumentation MB“ protokolliert. Hierzu wird anstelle des bisherigen separaten Programms ein Excel-Tool bereitgestellt, das neben einer elektronischen Datenerfassung auch eine gleichzeitige Bewertung ermöglicht. Nach wie vor ist die papiergebundene Datenerfassung im Labor die gängige Praxis; die so gewonnenen Daten können dann wie bisher händisch weiter ausgewertet werden (siehe Hinweise Kapitel 11.1.1) oder in die entsprechenden Excel-Datenblätter überführt und automatisch ausgewertet werden (Kapitel 11.1.2). Das Praxisbeispiel ist in den Tabellen 11.1 (Dokumentation MB) und Tabelle 11.2 (Bewertung MB) als Ergebnis der Anwendung des Exceltools dargestellt. Die zugehörige Betrachtung der Fadenbakterien findet sich in Tabelle 11.3 (Dokumentation FB) und Tabelle 11.4 (Bewertung FB).

11.2.1 Bewertung der Indikatororganismen im mikroskopischen Bild

Das folgende Beispiel zeigt den Übertrag der Taxa oder Organismen/Ciliaten aus den Formblättern „Dokumentation mikroskopisches Bild (MB)“ und „Bewertung Fadenbakterien (FB)“ in das Formblatt „Bewertung mikroskopisches Bild (MB)“ (Tabelle 11.2). In der elektronischen Excel-Version erfolgen die beschriebenen Arbeitsschritte automatisch.

Die Eintragungen im Formblatt „Bewertung MB“ resultieren aus den Nachweisen der gefundenen Indikatoren, Fadenbakterien und anderen Taxa sowie sonstigen Feststellungen aus den Formblättern „Dokumentation MB“, „Dokumentation FB“ und „Bewertung FB“.

Aufgrund der mikroskopischen Indikatororganismen können daraufhin Rückschlüsse auf die Abwasserzusammensetzung, die Betriebsstabilität sowie auf spezielle Betriebsverhältnisse wie Schlammbelastung, Sauerstoffversorgung und Schlammalter im biologischen Teil der Anlage gezogen werden.

Dabei sind die getroffenen Aussagen basierend auf den Werten in der Zeile „Summe Markierungen aus MB und FB“ umso signifikanter, je mehr Markierungen in der jeweiligen Spalte vermerkt sind. Um mögliche Zufälligkeiten auszuschließen, gilt dabei generell die Regel „Ein Hinweis ist kein Hinweis“. Im vorliegenden Beispiel (Tabelle 11.2) ist also der Hinweis „Schlammalter niedrig“ in Spalte 16 nicht als relevant einzustufen, da diesbezüglich nur eine einzige Indikation vorliegt und diese somit als „zufällig“ einzustufen ist. Vier Hinweise, die auf eine hohe Ammonium-Belastung oder Ammonium-Stoßbelastungen hindeuten (Spalte 4) sind jedoch zu beachten, und auch zwei Hinweise auf vorhandene Sulfide (Spalte 3) sowie auf ein unausgeglichenes C:N:P-Verhältnis (Spalte 5) können von Bedeutung sein. In diesem Fall sollten die im Betriebstagebuch protokollierten Ammonium-Konzentrationen aus dem Zulauf überprüft und beispielsweise die Intervalle der Prozesswasser-Zugabe überdacht werden.

Zwei Hinweise zum Befund „Sulfide vorhanden“ (Spalte 3) könnten den Rückschluss zulassen, dass zeitweise angefaultes Abwasser in die Anlage gelangt, was beispielsweise durch eine Messung der Sulfidkonzentration im Zulauf der Anlage überprüft werden kann. Entsprechende Handlungsempfehlungen finden sich in den weiteren Unterkapiteln dieses Kapitels. Werden für den Betriebszustand unterschiedliche Bewertungen festgestellt, ist die Spalte mit den meisten Markierungen relevant. Im vorliegenden Beispiel (Tabelle 11.2) weisen zwölf Markierungen auf einen stabilen Anlagenbetrieb hin (Spalte 6), wobei zwei Hinweise auf Stoßbelastungen vorliegen (Spalte 7). Demzufolge liefert die Beispielanlage also ein stabiles Reinigungsergebnis, obwohl sie zeitweise hohen Belastungsstößen ausgesetzt ist (was im vorliegenden Beispiel durch einen bekannten industriellen Einleiter verursacht wird, dessen leicht abbaubare Abwässer auch das verschobene C:N:P-Verhältnis und zeitweise ein Anfaulen des Abwassers im Zulauf verursacht).

Sind in mehreren Spalten, die einen bestimmten Betriebsparameter betreffen, gleich oder ähnlich viele Markierungen verzeichnet, sind auch die jeweiligen Ergebnisse gleichermaßen aussagekräftig. Im genannten Beispiel (Tabelle 11.2) sind zehn Markierungen in Spalte 10 (hohe Schlammbelastung, $B_{TS} > 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$) und elf Markierungen in Spalte 11 (mittlere bis niedrige Schlammbelastung, $B_{TS} < 0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$) vermerkt. Folgerichtig liegt die Schlammbelastung im Belebungsbecken im Durchschnitt etwa im mittleren Bereich von $0,15 \text{ kg}/(\text{kg} \times \text{d})$. In Kombination mit dem Befund der Belastungsstöße von Spalte 7 ist also davon auszugehen, dass es sich um eine Anlage handelt, die mit Abwässern geringer organischer Belastung aus Haushalten, aber auch gleichermaßen mit hoher organischer (und ebenfalls Ammonium-) Belastung über industrielle Zuläufe beschickt wird.

Das Analyseergebnis der Spalten 12–14 liefert Hinweise auf die im Belebungsbecken vorliegenden Belüftungsverhältnisse: Die Spalte mit den meisten Markierungen zeigt diejenige Sauerstoff-Konzentration an, der die Organismen während der überwiegenden Zeit ausgesetzt sind. Im Falle der Beispiel-Anlage (Tabelle 11.2) liegt die Sauerstoff-Konzentration mit elf Markierungen in Spalte 13 also meist bei 1–2 mg/l. Allerdings weisen acht Markierungen in Spalte 12 auch auf Zeitabschnitte mit hoher Sauerstoffkonzentration hin ($> 2 \text{ mg/l}$), während ebenfalls sieben Markierungen in Spalte 14 auf etwa gleich lange Zeitabschnitte mit sehr geringer Sauerstoffversorgung ($< 1 \text{ mg/l}$) hindeuten. Ein solcher Befund ist charakteristisch für nitrifizierende/denitrifizierende Anlagen mit intermittierender Belüftung: Während der Nitrifikationsphase wird die Belüftung verstärkt, so dass die Sauerstoffkonzentration bis über 2 mg/l ansteigt. Während der anschließenden Denitrifikationsphase wird die Belüftung abgestellt und der Belebtschlamm nur noch durch Rührwerke in Bewegung gehalten. Während dieser Phase sinkt die Sauerstoffkonzentration entsprechend – wie im vorliegenden Fall unter 1 mg/l.

In den Spalten 15/16 werden Hinweise auf das Schlammalter betrachtet, da ein hohes Schlammalter eine notwendige Voraussetzung für eine funktionierende Nitrifikationsleistung ist. Im betrachteten Beispiel (Tabelle 11.2) liegen 16 Hinweise auf ein hohes Schlammalter vor (Spalte 15), daher kann man von guten Bedingungen für eine funktionierende Nitrifikation ausgehen.

In Spalte 17 werden hingegen nur vier Hinweise auf eine stabile Denitrifikation der Beispielanlage verzeichnet. Aufgrund der übrigen Feststellungen ist in diesem Fall davon auszugehen, dass der Anlagenbetreiber die Belüftung nicht weiter drosseln kann, um die Denitrifikationsleistung zu erhöhen, da sonst zu Zeiten der starken Belastungsstöße ein hohes Risiko einer Sauerstoffunterversorgung besteht, weil die hochbelasteten Industrieabwässer zu einer starken Sauerstoffzehrung führen.

Des Weiteren sind jene Organismen speziell gekennzeichnet, die Hinweise auf eine hohe Konzentration an Fetten/Fettsäuren im Abwasser liefern (in Tabelle 11.2 mit „***“ markiert).

| Formblatt "Dokumentation mikroskopisches Bild (MB)" | | Probenahme am: 01.09.2020 | | Mikroskopiert am: 01.09.2020 | | | | | | |
|---|--|--|------------|---|--|------------|------------|-------|------------|--|
| | | Uhrzeit: | | Uhrzeit: | | | | | | |
| Kläranlage: Beispielanlage | | Kläranlagen-ID: | | Probenahmestelle: Belebung | | | | | | |
| Anlagentyp: Nitri /Deni | | | | Anzahl Präparate: 3 | | | | | | |
| Indikatororganismen | | Häufigkeit (H) Vorkommen (V) Fähigkeit (F) | Präparat 1 | | Präparat 2 | | Präparat 3 | | Mittelwert | |
| | | | Anzahl | Stufe | Anzahl | Stufe | Anzahl | Stufe | | |
| Bakterien | | | | | | | | | | |
| Gesamtfähigkeit Differenzialfärbungen durchgeführt | | F | mäßig | 2 | stark | 3 | stark | 3 | 3 | |
| Freie Bakterien | | V | einige | 2 | einige | 2 | einige | 2 | 2 | |
| Chromatium spp. | | V | | | | | | | | |
| Spirillen | | V | | | | | | | | |
| Spirochäten | | V | | | | | | | | |
| Zoogloea spp. | | H | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | |
| Flagellaten | | | | | | | | | | |
| Farblose Augenflagellaten (<i>Peranema</i> , <i>Anisonema</i>) | | H | 3 | 1 | 4 | 1 | 2 | 1 | 1 | |
| Kleine Zooflagellaten < 10 µm (<i>Bodo</i>) | | V | einzelne | 1 | einige | 2 | einzelne | 1 | 1 | |
| Weitere Zooflagellaten > 10 µm (<i>Hexamitus</i> , <i>Trigonomonas</i>) | | H | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | |
| Amöben | | | | | | | | | | |
| Große Schalenamöben (<i>Arcella</i> , <i>Euglypha</i> , <i>Trinema</i>) | | H | 15 | 3 | 12 | 3 | 14 | 3 | 3 | |
| Kleine Nacktamöben (< 50 µm) | | V | einzelne | 1 | einige | 2 | einige | 2 | 2 | |
| <i>Pyxidicula</i> spp. | | V | einige | 2 | einige | 2 | einige | 2 | 2 | |
| Festsitzende Ciliaten | | | | | | | | | | |
| <i>Carchesium</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Epistylis</i> spp. | | H | 20 | 3 | 15 | 3 | 18 | 3 | 3 | |
| <i>Opercularia</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Stentor</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| Sauginfusorien (Suctoria) | | H | 1 | 1 | 4 | 1 | 2 | 1 | 1 | |
| <i>Thuricola</i> spp. | | H | 5 | 1 | 4 | 1 | 4 | 1 | 1 | |
| <i>Vorticella campanula</i> | | H | | | | | | | | |
| <i>Vorticella aquadulcis</i> -Typ | | H | | | | | | | | |
| <i>Vorticella convallaria</i> -Typ | | H | 0 | 0 | 3 | 1 | 0 | 0 | 0 | |
| <i>Vorticella infusionum</i> -Typ | | H | | | | | | | | |
| <i>Vorticella microstoma</i> -Typ | | H | 1 | 1 | 0 | 0 | 3 | 1 | 1 | |
| <i>Vorticella octava</i> -Typ | | H | | | | | | | | |
| <i>Zoothamnium</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| Schreitende Ciliaten | | | | | | | | | | |
| <i>Aspidisca cicada</i> | | H | 8 | 2 | 12 | 3 | 10 | 2 | 2 | |
| <i>Aspidisca lynceus</i> | | H | | | | | | | | |
| <i>Euplotes</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| Schwimmende/gleitende Ciliaten | | | | | | | | | | |
| Amphileptiden | | H | 4 | 1 | 3 | 1 | 8 | 2 | 1 | |
| <i>Chilodonella</i> -Typ | | H | | | | | | | | |
| <i>Coleps</i> spp. | | H | 5 | 1 | 2 | 1 | 7 | 2 | 1 | |
| <i>Colpidium</i> spp. / <i>Dexiostoma</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Cyclidium</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Dexiotricha</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Glaucoma</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| Glockentiere (abgelöste "Köpfchen") | | H | | | | | | | | |
| Holophryiden | | H | | | | | | | | |
| <i>Metopus</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Paramecium</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Plagiocampa</i> spp. | | H | 3 | 1 | 4 | 1 | 3 | 1 | 1 | |
| <i>Spirostomum</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Tetrahymena</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Uronema</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| <i>Trochilla</i> spp. | | H | | | | | | | | |
| Mehrzeller | | | | | | | | | | |
| Pilzfäden | | F | | | | | | | | |
| Rädertiere | | H | 7 | 2 | 10 | 2 | 6 | 2 | 2 | |
| Bärtierchen | | H | 2 | 1 | 3 | 1 | | | 1 | |
| Bauchhärlinge | | H | | | | | | | | |
| Nematoden | | H | | | | | | | | |
| Oligochaeten | | H | 2 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | |
| Sonstige | | | | | | | | | | |
| Dauerzellen | | H | 5 | 1 | 4 | 1 | 7 | 2 | 1 | |
| Leere Glockentierstiele | | H | 3 | 1 | 5 | 1 | 2 | 1 | 1 | |
| Weitere Organismen: | | | | | | | | | | |
| Spezielle einleiterbedingte Belastungen: | | | | | Flockenbeschaffenheit | | | | | |
| <input checked="" type="checkbox"/> Proteinbelastung | | <input type="checkbox"/> Acetatbelastung | | <input checked="" type="checkbox"/> Fettbelastung | | sonstiges: | | | | |
| Probenbeschaffenheit: | | | | | Flocke: <input type="checkbox"/> abgerundet (siehe auch Kapitel 5.2) <input type="checkbox"/> unregelmäßig <input checked="" type="checkbox"/> fest <input type="checkbox"/> locker <input checked="" type="checkbox"/> vernetzt | | | | | |
| Geruch: <input type="text" value="muffig"/> | | Farbe: <input type="text" value="bräunlich"/> | | Bemerkungen: <input type="text"/> | | | | | | |
| Auffälligkeiten im mikroskopischen Bild: | | | | | | | | | | Simultanfällung <input checked="" type="checkbox"/> groß (> 500 µm) <input type="checkbox"/> mittel (> 150 µm) <input type="checkbox"/> klein (< 150 µm) <input checked="" type="checkbox"/> Flockenzerfall |
| Einschlüsse: <input type="checkbox"/> Gasblasen | | <input type="checkbox"/> Fasern | | <input type="checkbox"/> Mikroplastik | | sonstiges: | | | | |
| Anlagenbezogene Feststellungen: | | | | | <input type="radio"/> ja <input checked="" type="radio"/> nein | | | | | |
| <input type="checkbox"/> Schwimmschlamm / Schaum | | sonstiges: | | | | | | | | |
| Weitere Bemerkungen: viele Fetttropfchen, Einleitung Molkereiabwasser | | bearbeitet von: P. Muster | | | | | | | | |

Tab. 11.1: Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“, Fallbeispiel

Formblatt "Bewertung mikroskopisches Bild (MB)"

Probenahme am: 01.09.2020

Schlussfolgerungen für Belebungs-, SBR- und Biofilm-Anlagen

Mikroskopiert am: 01.09.2020

| Taxa Dokumentation | | Anzahl | | Häufigkeit (H) / Vorkommen (V) / Fädigkeit (F) | Allgemeine Betriebsverhältnisse | | | | | | | | Spezielle Betriebsverhältnisse | | | | | | |
|---|--|--------|--|--|---------------------------------|--|---------------------|-----------------------|---------------------|--------------------------|---------------------|--|--------------------------------|--------------------------------------|-----|-----|------------------------------|----------------------|------------------------|
| Mikroskopisches Bild | | 22 | | | Sulfide vorhanden | NH ₄ ⁺ -konz. hoch/ Stoßbel. | C:N:P-Verh. gestört | Betriebsstabilität | | Schädigung der Biozönose | Hemmung, Vergiftung | Schlammbelastung B _{TS} > / < 0,15 [kg BSB ₅ /kg TS-d] | | O ₂ -Konzentration [mg/l] | | | Schlammalter / Nitrifikation | | |
| Fadenbakterien | | 6 | | | | | | stabil | instabil / Stoßbel. | | | hoch | mittel-niedrig | > 2 | 1-2 | < 1 | Schlammalter hoch | Schlammalter niedrig | Denitrifikation stabil |
| Gesamtsumme Taxa: 28 | | | | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 |
| Summe Markierungen aus MB und FB | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Bakterien | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Gesamtfädigkeit * | | 3 | | | | 4 | | | | | | | | | | | | 3 | |
| Freie Bakterien | | 2 | | 4 | | 4 | | | | 4 | | 4 | | 3 | | 3 | | 3 | |
| Chromatium spp. | | | | 1 | | 1 | | | | 2 | | 1 | | | | 1 | | 1 | |
| Spirillen | | | | 2 | | 2 | | | | 2 | | 3 | | | | 2 | | 2 | |
| Spirochäten ** | | | | 4 | | | | | | 4 | | | | 3 | | 3 | | 2 | |
| Zoogloea spp. *** | | 1 | | 2 | | | | 2 | | 3 | | 1 | | 2 | | 2 | | 2 | |
| Flagellaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Farblose Augenflagellaten | | 1 | | | | | | 2 | | | | 2 | | | | 1 | | 2 | |
| Kleine Zooflagellaten | | 1 | | 4 | | 4 | | 3 | | 3 | | 4 | | 3 | | 3 | | 2 | |
| Weitere Zooflagellaten (>10µm) | | 1 | | 1 | | 1 | | | | 3 | | 2 | | 2 | | 1 | | 1 | |
| Amöben | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| große Schalenamöben | | 3 | | | | | | 1 | | | | 3 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Kleine Nacktamöben (< 50 µm) | | 2 | | 3 | | 2 | | | | 3 | | 3 | | | | 3 | | 3 | |
| Pyxidicula spp. | | 2 | | | | | | 2 | | | | | | 1 | | | | | |
| Festsitzende Ciliaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Carchesium spp. | | | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 2 | |
| Epistylis spp. | | 3 | | | | | | 1 | | | | 3 | | 1 | | 1 | | 2 | |
| Opercularia spp. | | | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Stentor spp. | | | | 1 | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Suctorina (Sauginfusorien) | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Thuricola spp. | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Vorticella campanula | | | | | | | | 1 | | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Vorticella aquadulcis-Typ | | | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Vorticella convallaria-Typ | | 0 | | | | | | 1 | | | | 3 | | 1 | | 1 | | 2 | |
| Vorticella infusionum-Typ | | | | | | | | 1 | | | | 3 | | 2 | | 1 | | 2 | |
| Vorticella microstoma-Typ | | 1 | | 2 | | | | 1 | | 3 | | 1 | | 1 | | 1 | | 2 | |
| Vorticella octava-Typ | | | | | | | | 1 | | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Zoothamnium spp. | | | | | | | | 1 | | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Schreitende Ciliaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Aspidisca cicada | | 2 | | | | | | 2 | | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Aspidisca lynceus | | | | | | | | 1 | | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Euplotes spp. | | | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Schwimmende/gleitende Ciliaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Amphileptiden | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Chilodonella-Typ | | | | 2 | | | | 1 | | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Coleps spp. | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Colpidium spp./Dexiostoma spp. | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 3 | | 1 | | | | 1 | | 1 | |
| Cyclidium spp. | | | | 3 | | | | 3 | | | | 1 | | | | 2 | | 2 | |
| Dexiotricha spp. | | | | 2 | | 2 | | 2 | | | | 2 | | | | 1 | | 2 | |
| Glaucoma spp. | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 3 | | 2 | | | | 1 | | 2 | |
| Glockentiere (abgelöste "Köpfchen") *** | | | | 3 | | 2 | | 2 | | 3 | | 3 | | | | 3 | | 2 | |
| Holophryiden | | | | 2 | | 2 | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Metopus spp. | | | | 1 | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | |
| Paramecium spp. *** | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 2 | | 1 | | | | 1 | | 1 | |
| Plagiocampa spp. | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Spirostomum spp. | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 3 | | 1 | | | | 1 | | 1 | |
| Tetrahymena spp. *** | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 3 | | 2 | | | | 1 | | 2 | |
| Uronema spp. *** | | | | 2 | | 2 | | 2 | | | | 2 | | | | 1 | | 2 | |
| Trochilia spp. | | | | | | | | | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Mehrzeller | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Pilzfäden | | | | | | 1 | | 2 | | | | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| Rädertiere | | 2 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Bärtierchen | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Bauchhärlinge | | | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Nematoden | | | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Oligochaeten | | 1 | | | | | | 1 | | | | 1 | | 1 | | 1 | | 1 | |
| Sonstige | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Dauerzellen | | 1 | | 2 | | 2 | | 2 | | 2 | | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| Leere Glockentierstiele *** | | 1 | | 2 | | | | 2 | | 2 | | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| Anzahl Markierungen mikr. Bild (MB) | | | | 1 | | 2 | | 0 | | 11 | | 2 | | 0 | | 0 | | 8 | |
| Anzahl Markierungen Fadenb. (FB) Übertrag | | | | 1 | | 2 | | 2 | | 1 | | 0 | | X | | X | | 2 | |
| Flockenbeschaffenheit | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Flocke: vernetzt | | ja | | x | | x | | x | | x | | x | | x | | x | | x | |
| Flockenzerfall | | ja | | x | | x | | x | | x | | x | | x | | x | | x | |
| Funktionsgruppen: | | | | Anzahl Filtrierer: 4 | | Weidegänger: 1 | | Räuber: 4 | | Pionierformen: 4 | | Allesfresser: 5 | | | | | | | |
| Hinweise: | | | | * = wenn Fädigkeit > 2 Differenzialfärbung durchführen; ** = wenn Vorkommen > 2 Hinweis auf Fette / Fettsäuren | | *** = bei Auftreten mehrerer Anzeiger Säurekapazität prüfen! Hohe Individuendichte: Hinweis auf "BTS > 0,15" | | | | | | | | | | | | | |
| Gesamtbewertung: | | | | Abwasserzusammensetzung kritisch. Betrieb stabil, gelegentlich mit Stoßbelastungen. Mittlere Belastung, O ₂ -Versorgung schwankend, meist bei 1-2 mg/l. Nitrifikation gut, Mikrobiologie-Index ausreichend. Starke Gesamtfädigkeit. | | | | | | | | | | | | | | | |
| Kläranlage: | | | | Beispielanlage | | Probenahmestelle: Belebung | | Bearbeitet: P. Muster | | | | | | | | | | | |

Die Hintergrundfarben und ihre Bedeutung werden separat mit dem Excel-Tool erläutert

Tab. 11.2: Formblatt „Bewertung mikroskopisches Bild“ (Übertrag aus Formblätter „Dokumentation MB“ und „Bewertung FB“)

Die mit „***“ markierten Indikatoren weisen auf eine geringe Säurekapazität hin, wie im vorliegenden Beispiel die Nachweise von *Zoogloea* spp. und leeren Glockentierchen-Stielen. Solche Befunde sollten mittels entsprechender Labormessungen überprüft werden. Die jeweiligen Handlungsempfehlungen finden sich in Kapitel 12.

11.2.2 Bewertung der Fadenbakterien

Da die Gesamtfädigkeit im vorliegenden Beispiel mit „3“ bewertet wurde, sind weitere Analysen Gram- und Neisser-gefärbter Präparate durchgeführt worden. Mithilfe des Fadenbakterien-Bestimmungsschlüssels (Abbildungen 7.30, 7.31 und 7.32) wurden die verursachenden Fadenbakterien identifiziert und das Ergebnis („Dokumentation

Tab. 11.3: Formblatt
„Dokumentation
Fadenbakterien“

Formblatt "Dokumentation Fadenbakterien (FB)"

| | | | | | | | | |
|---|--|-------------------|------------------------------|-------------|------------|---|---|---|
| Kläranlage: Beispielanlage | | Probenahmestelle: | Ablauf Belebung | Probenahme: | 03.09.2020 | | | |
| Merkmal *) | Ausprägung *) | | Fadenförmige Mikroorganismen | | | | | |
| Fadenbakterium-Nummer (siehe Liste unten) | | | | | | | | |
| Position zur Flocke LP 100x (PH) | aus der Flocke herauswachsend | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 |
| | in der Flocke wachsend | | x | x | x | x | | x |
| | zwischen den Flocken wachsend | | | | | | x | |
| Wuchsform LP 100x (PH) | gerade oder gebogen | | x | x | x | | x | x |
| | verknäuelte | | | | | x | | |
| | in Bündeln wachsend | | | | | | | |
| Beweglichkeit LP 100x (PH) | vorhanden | | - | - | - | - | - | - |
| Aufwuchs LP 100x/400x (PH) | vorhanden | | - | - | ++ | - | - | - |
| Verzweigungen LP 400x/1.000x (ÖI) (PH) | echte Verzweigungen | | - | - | - | - | - | - |
| | Scheinverzweigungen | | - | - | - | - | - | - |
| Scheide LP 1.000x (ÖI) (PH) | vorhanden | | - | x | x | - | - | - |
| Zellwände (Septen) LP 1.000x (ÖI) (PH) | nicht/schlecht sichtbar | | | x | | x | x | x |
| | deutlich sichtbar | | x | | x | | | |
| Einschnürungen LP 1.000x (ÖI) (PH) | vorhanden | | x | - | - | - | - | - |
| Zellform LP 1.000x (ÖI) (PH) | nicht erkennbar | | | x | | x | x | |
| | rundlich | | | | | | | |
| | stäbchenförmig | | | | | | | |
| | quadratisch | | | | x | | | x |
| | rechteckig | | | | | | | |
| | unregelmäßig scheibenförmig | | | | | | | |
| Fadendurchmesser LP 1.000x (ÖI) (PH) | verschieden in einem Faden | | x | | | | | |
| | < 1.0 µm | | | x | | x | x | x |
| Schwefeleinlagerung LP 400x/1.000x (ÖI) (PH), (DF) | > 1.0 µm | | x | | x | | | |
| | vorhanden | | +/- | - | - | - | - | x |
| Gram-Färbung TP 1.000x (ÖI) (HF) | verstärkt nach S-Test | | | | | | | |
| | positiv: dunkelblau oder violett | | | | | x | | |
| | schwach positiv: hellblau | | | | | | | |
| | variabel: blau/violette und rote Bereiche in einem Faden | | | | x | | | |
| Neisser-Färbung TP 1.000x (ÖI) (HF) | negativ: rot (meist hell) | | x | x | | | x | x |
| | positiv: gefärbte Granula | | | | | x | | |
| | positiv: kräftig grau- bis blauviolett | | | | | | | |
| Neisser-Färbung TP 1.000x (ÖI) (HF) | positiv: transparent blaugrau | | | | | | x | |
| | negativ: ungefärbt, komplett transparent | | x | x | x | | | x |
| | Fadenbakterium 1: | Typ 021N | Fädigkeit: | stark = 3 | | | | |
| Fadenbakterium 2: | Haliscomenobacter hydrossis | Fädigkeit: | gering = 1 | | | | | |
| Fadenbakterium 3: | Typ 0041/0675 | Fädigkeit: | mäßig = 2 | | | | | |
| Fadenbakterium 4: | Microthrix parvicella | Fädigkeit: | gering = 1 | | | | | |
| Fadenbakterium 5: | Typ 0092 | Fädigkeit: | mäßig = 2 | | | | | |
| Fadenbakterium 6: | Typ 0914 | Fädigkeit: | gering = 1 | | | | | |

Legende: LP: Lebendpräparat; TP: Trockenpräparat; HF: Hellfeld; PH: Phasenkontrast; DF: Dunkelfeld

*) Beschreibung und Abbildungen in Kapitel 7.1.1; Formblatt verändert nach Eikelboom & van Buijsen (1992) bzw. nach Eikelboom (2000)

Hinweis: liegen hohe Fett- oder Fettsäurebelastungen vor, ist auf das Vorkommen von nocardioformen Actinomyceten und/oder *Microthrix parvicella* zu achten

Fadenbakterien; Tabelle 11.3) in das Formblatt „Bewertung Fadenbakterien“ übertragen (siehe Tabelle 11.4 des vorliegenden Beispiels); die Anzahl der Markierungen geht dann mit in die Gesamtbewertung ein (Tabelle 11.2, Zeile „Anzahl Markierungen Fadenb. (FB) Übertrag“).

Im Abgleich mit den entsprechenden Steckbriefen der dominierenden Fadenbakterien (Kapitel 8.2) können spezifische Gegenmaßnahmen ergriffen werden, um einer etwaigen Bläh- oder Schwimmschlamm-Problematik entgegenzuwirken.

| Formblatt "Bewertung Fadenbakterien (FB)" | | Probenahme: 01.09.2020 Mikroskopiert am: 01.09.2020 gefärbt am: 03.09.2020 | | | | | | | | | | | | |
|--|----------|--|--|-----------------------|----------------------------|-------------------------|--------------------------------|------------------|--------------------------------------|---------------------------|-----|------------------------------|----------------------|------------------------|
| | | Allgemeine Betriebsverhältnisse | | | | | Spezielle Betriebsverhältnisse | | | | | | | |
| | | Abwasserzusammensetzung | | | Betriebsstabilität | | Schlammbelastung | | O ₂ -Konzentration [mg/l] | | | Schlammalter / Nitrifikation | | |
| | | Sulfide vorhanden | Konz. hoch/ NH ₄ ⁺ - Stoßbelast. | C:N:P - Verh. gestört | stabil | instabil, Stoßbelastung | hoch | mittel-niedrig | > 2 | 1-2 | < 1 | Schlammalter hoch | Schlammalter niedrig | Denitrifikation stabil |
| Taxa Dokumentation Fadenbakterien | 6 | 1 | 2 | 2 | 1 | 0 | 2 | 2 | 0 | 1 | 4 | 4 | 0 | 1 |
| Anzahl Markierungen pro Spalte | | | | | | | | | | | | | | |
| Fädigkeit (F) | | | | | | | | | | | | | | |
| nocardioforme Actinomyceten | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| Beggiatoa spp. | | | 1 | 1 | | | | | | | 1 | | | |
| Haliscomenobacter hydrossis | | gering | 1 | 1 | 2 | | 1 | | | | | | 2 | |
| Microthrix parvicella | | gering | 1 | 3 | | | 2 | | | | 1 | 1 | | |
| Nostocoida limicola | | | | | | | 2 | | | | 1 | 1 | | |
| Sphaerotilus natans | | | | 3 | | | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| Thiothrix spp. | | | 1 | 1 | | | | | | | 1 | | | |
| Typ 0041/0675 | | mäßig | 2 | | 1 ^a | 1 | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 |
| Typ 0092 | | mäßig | 2 | | | | | 2 | | | 1 | 1 | | |
| Typ 021N | | stark | 3 | 2 | 3 | | | 2 ^{c,d} | | | 2 | | | |
| Typ 0914 | | gering | 1 | 1 | | | 2 | | | | 1 | 1 | | |
| Typ 0961 | | | 2 | 1 | | 1 ^b | 2 | | | | | | 1 | |
| Typ 1701 | | | | 3 | | 2 | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| Typ 1851 | | | | | | | 2 | | | | 1 | 1 | | |
| Typ 1863 | | | | 2 | | | 1 | | | | 1 | | 1 | |
| a) P-Mangel, wenn Neisser positiv; b) wenn Protein-Belastung; c) wenn Belastung mit Acetat / kurzkettige Fettsäuren; d) wenn hohe Fett-/Fettsäure-Belastung falls b), c), d) zutreffen, ist dies im Formblatt "Dokumentation mikroskopisches Bild" anzukreuzen, sonst erfolgt keine Aktivierung der Feldfunktionen! | | | | | | | | | | | | | | |
| Fädigkeit: 0 = selten/keine; 1 = gering; 2 = mäßig; 3 = stark; 4 = sehr stark <input checked="" type="checkbox"/> Differenzialfärbungen durchgeführt <input checked="" type="checkbox"/> Neisserfärbung positiv | | | | | | | | | | | | | | |
| Bemerkungen: | | | | | | | | | | | | | | |
| Kläranlage: Beispielanlage | | | | | Probenahmestelle: Belebung | | | | | Bearbeitet von: P. Muster | | | | |

Tab. 11.4: Formblatt „Bewertung Fadenbakterien“: Auswertung und Schlussfolgerungen mit Excel-Tool, Tabellenblatt Fadenbakterien

Mit dieser „Gesamtbewertung“, also den Schlussfolgerungen für die allgemeinen und speziellen Betriebsbedingungen gemäß der „Spaltensumme aller Markierungen“ und weiteren Zusatzinformationen durch die mit (*) versehenen Indikatororganismen sind alle dokumentierten Beobachtungen zusammengefasst.

Die Dokumentation und Bewertung des mikroskopischen Bildes ist mit der Beurteilung des Betriebszustandes anhand der beschriebenen Gesamtbewertung abgeschlossen. Dabei ist zu betonen, dass eine automatisierte Bewertung eine kritische Beurteilung der Ergebnisse durch den Anlagenbetreiber nicht ersetzen kann.

Ergänzend zu den Mikroorganismen des belebten Schlammes oder Biofilmes können auch anhand weiterer Beobachtungen unter dem Mikroskop zusätzlich Rückschlüsse auf Abwasserzusammensetzung und Betriebsverhältnisse gezogen werden. So können bestimmte anorganische oder organische Einschlüsse im Innern der Flocke oder der Biofilmprobe sowohl auf hohe Abwasseranteile aus einleitenden Betrieben als auch auf Stoßbelastungen mit entsprechend einseitigem Abwasser hinweisen. Solche Objekte können Sand- oder Graphitpartikel, Mikroplastik, Lackreste, Pflanzenteile, Textil- oder Zellstofffasern, Tierhaare und -borsten, Federn, Fetttröpfchen, Stärkekörner und Ähnliches sein. In Kläranlagen ohne Vorklärung sind derartige leblose Objekte häufig zu finden. Auch Gasblasen können in den Präparaten auftreten. Sie können durch Ausgasungs- oder Übersättigungsprozesse verursacht worden sein, z. B. durch „wilde Denitrifikation“. Es ist jedoch auch möglich, dass das Deckgläschen nicht vorsichtig auf das Präparat gelegt wurde, so dass sich Luftblasen eingeschlossen haben – oder andererseits könnte das Präparat bereits zu trocknen beginnen.

Zu verschiedenen Jahreszeiten werden neben Algen manchmal auch Blütenpollen in den Proben gefunden, die jedoch keine Indikatorfunktion haben.

Hinweise auf Betriebsstörungen und Handlungsempfehlungen zur Beseitigung

Regelmäßig durchgeführt kann das mikroskopische Bild einen stabilen Betrieb bestätigen, aber auch Betriebsstörungen frühzeitig anzeigen und helfen, die Ursachen dafür aufzudecken und im Abgleich mit den Befunden der chemisch-physikalischen Betriebsüberwachung geeignete Abhilfemaßnahmen zu ergreifen.

Kapitel 12

| | |
|---|------------|
| Hinweise auf Betriebsstörungen und Handlungsempfehlungen zur Beseitigung | 222 |
| 12.1 Allgemeine Hinweise auf Betriebsstörungen | 222 |
| 12.1.1 Anzeige von Sauerstoffunterversorgung | 222 |
| 12.1.2 Fäulnisanzeiger im belüfteten Teil der Biologie | 223 |
| 12.1.3 Anzeige hoher Belastung im belüfteten Teil (bei rechnerisch niedriger Belastung) | 224 |
| 12.1.4 Stabiler Betrieb trotz Überschreitung von Überwachungswerten | 224 |
| 12.1.5 Anzeige eines instabilen Betriebes im belüfteten Teil | 225 |
| 12.1.6 Anzeige von Giftwirkung | 225 |
| 12.1.7 Anzeige einer zu niedrigen Säurekapazität | 226 |
| 12.1.8 Artenarme Biozönose im belüfteten Teil | 227 |
| 12.2 Betriebsstörungen bei Belebungsanlagen | 227 |
| 12.2.1 Blähschlamm | 227 |
| 12.2.2 Schwimmschlamm/Schaum | 229 |
| 12.3 Betriebsstörungen bei Tropfkörperanlagen | 230 |
| 12.3.1 Starker Bewuchs mit Schwefelbakterien, Pilzen oder fadenförmigen Bakterien | 230 |
| 12.3.2 Massenentwicklung von Tropfkörperfliegen, Insektenlarven und Würmern | 231 |
| 12.3.3 Geruchsbelästigung | 231 |
| 12.4 Betriebsstörungen bei Tauchkörperanlagen | 231 |
| 12.4.1 Schwefelbakterien auf der ersten Walze, Geruchsbildung | 231 |
| 12.4.2 Geringer oder kein Biofilm auf der letzten Walze | 231 |
| 12.4.3 Verschlammung der Tauchkörper | 232 |

12 HINWEISE AUF BETRIEBSSTÖRUNGEN UND HANDLUNGSEMPFEHLUNGEN ZUR BESEITIGUNG

Das mikroskopische Bild liefert einen wichtigen „Soforteindruck“ der biologischen Vorgänge in Kläranlagen. Auf Basis des für jede Anlage typischen „Normalbildes“ ohne Betriebsstörungen lassen sich Abweichungen festhalten und auswerten. Die daraus zu ziehenden Schlussfolgerungen können bei einstufigen Kläranlagen und bei Reaktoren ohne Schlammaustausch meistens unmittelbar sowie bei mehrstufigen Kläranlagen nach Kenntnis der biologischen Zusammenhänge zwischen den einzelnen Stufen abgeleitet werden. Dabei ist zu unterscheiden, ob die Betriebsprobleme sporadisch, saisonal oder dauerhaft auftreten. Entsprechend sind Abhilfemaßnahmen auszuwählen und einzuleiten.

Die Liste der im Folgenden vorgestellten Maßnahmen stellt bewährte Vorgehensweisen dar. Dabei beginnen die Maßnahmen immer mit kurzfristig auszuführenden Anpassungen bis zu komplexen baulichen Veränderungen, die nur in Erwägung gezogen werden sollten, wenn die Betriebsprobleme von Dauer sind. Die Auflistung ist nicht abschließend, daher sollte entsprechende weitergehende Fachliteratur zusätzlich berücksichtigt werden (z. B. Baumann et al., Funktionsstörungen auf Kläranlagen, Praxisleitfaden, DWA-Landesverband Baden-Württemberg 2017).

Maßnahmen sind immer in Abstimmung mit der Betriebsleitung durchzuführen. Bevor wesentliche betriebliche Änderungen durchgeführt werden, ist zudem die zuständige Rechtsbehörde einzuschalten.

12.1 Allgemeine Hinweise auf Betriebsstörungen

Die im Rahmen der Eigenkontrolle ermittelten Parameter fließen mit dem mikroskopischen Bild in die Gesamtbewertung der Anlagenstabilität ein. Weitere Wahrnehmungen, wie Veränderung von Farbe und Geruch oder plötzliche Schaumbildungen, sind wichtige Ergänzungen zu den mikroskopischen Befunden.

12.1.1 Anzeige von Sauerstoffunterversorgung

Im belüfteten Teil der Kläranlage wird nicht ausreichend Sauerstoff eingetragen. Dies bleibt der Prozesstechnik insbesondere dann verborgen, wenn die Steuer- und Regelinrichtung verschmutzt, nicht richtig eingestellt oder an der falschen Stelle angebracht ist. In Kläranlagen mit Oberflächenbelüftung kann eventuell das Belebungsbecken nicht ausreichend durchmischt sein. Bei überlasteten Kläranlagen ist die Kapazität der Belüftungsaggregate nicht immer ausreichend.

Kurzfristige Abhilfemaßnahmen:

- O₂-Regel- und Steuersysteme überprüfen
 - O₂-Sonden und weitere für die O₂-Versorgung relevante Sonden (z. B. Redox-, Ammonium-Sonden) überprüfen und gegebenenfalls kalibrieren
 - O₂-Sollwerte und weitere Steuergrößen/-strategien überdenken
 - Belüftungsphasen bei N/DN- und SBR-Anlagen anpassen
 - geeignete Messstelle bestimmen, neu einstellen
- O₂-Längsprofile während der Hochlastzeiten im belüfteten Becken fertigen
- Becken mit Oberflächenbelüftern:
 - O₂-Versorgung an der Beckensohle überprüfen
 - Bestimmung von Geschwindigkeitsprofilen ($v > 0,15 \text{ m/s}$) über die Beckentiefe

- Belüfter reinigen und auf Beschädigungen kontrollieren (z. B. über Blasenbild)
- Kapazität der Belüftungsaggregate überprüfen und verbessern
- Auslastung der Kläranlage überprüfen

12.1.2 Fäulnisanzeiger im belüfteten Teil der Biologie

Fäulnis-Indikatoren im belüfteten Teil der Biologie müssen nicht zwangsläufig auf eine Sauerstoff-Unterversorgung oder Schlammansammlungen im Kläranlagenkreislauf hindeuten, sondern können auch durch angefaultes, sulfidhaltiges Abwasser im Zulauf begünstigt werden. Insbesondere *Thiothrix*-Rosetten gelangen direkt durch den Zulauf in die Anlage. Das Vorkommen fäulnistoleranter Spezies wie *Spirostomum* und Holophryiden im Belebtschlamm können ebenfalls auf Sulfid-Belastungen im Zulauf der Anlage hinweisen. Die Gründe hierfür sind beispielsweise:

- angefaultes Abwasser von bestimmten Einleitern (z. B. leicht abbaubare Abwässer aus der Getränke- oder Nahrungsmittelproduktion)
- lange Druckleitungen, lange Fließstrecken bis zur Kläranlage
- Kanalisation ohne ausreichendem Gefälle oder mit Schlammablagerungen

Grundsätzlich sollten lange Druckrohrleitungen unter Luftabschluss und somit die Entstehung hoher Aufenthaltszeiten vermieden werden. Zudem sollten Ablagerungen verhindert sowie geeignete Be- und Entlüftungseinrichtungen des Gasraums installiert werden.

Abhilfemaßnahmen:

- Überprüfung des Abwassersystems vor dem Zulauf in die Kläranlage: H₂S-Messung der Kanalatmosphäre/Sulfidmessung des Abwassers im Kanalsystem
- Überprüfung der Indirekteinleiter
- verstärkte Wartung und Räumung der Kanalisation
- geeignete Behandlung des Abwassers im Kanalsystem oder beim Indirekteinleiter in Fällen leicht abbaubarer Abwässer mit hoher BSB-Konzentration und/oder hoher Temperatur:
 - Vermeidung anaerober Abbauprozesse, z. B. durch Zugabe von Sauerstoff (wobei die geringe Löslichkeit von Gasen in Flüssigkeiten zu berücksichtigen ist) oder einer Nitratlösung (anoxisch; auch über lange Fließstrecken wirksam)
 - Sulfidfällung, z. B. durch Fe-III-Chlorid

Ist die Abwasserzusammensetzung im Zulauf der Kläranlage unauffällig, muss die Ursache innerhalb der Kläranlage gesucht werden. Mögliche Ursachen für Fäulnis- und Zersetzungsprozesse sind:

- zu lange Aufenthaltszeit in der Vorklärung
- unzureichende Schlammräumung
- Schlammablagerungen durch unzureichende Umwälzung in anoxischen, anaeroben und aeroben Beckenbereichen oder Transportleitungen (z. B. für Rücklaufschlamm)
- Verschlammung von Biofilmanlagen (z. B. durch unzureichende Spülung)

Ist die Ursache gefunden, können gezielt Abhilfemaßnahmen erfolgen.

Abhilfemaßnahmen:

- Kontrolle und gegebenenfalls Ertüchtigung der Schlammräumung
- Beseitigung und Vermeidung von Ablagerungen in Transportleitungen (z. B. für Rücklaufschlamm) durch Steigerung der Fließgeschwindigkeit

- Verbesserung der Umwälzung in betroffenen Becken, gegebenenfalls vorherige Durchführung einer hydraulischen Simulation
- Verkleinerung des Vorklärbeckenvolumens, z. B. durch die Außerbetriebnahme einzelner Vorklärbecken
- stärkere/häufigere Spülung der Biofiltrationsreaktoren
- Trennen einzelner Tauchkörpergruppen durch Zwischenklärungen

Abhilfemaßnahmen für Tropfkörper:

- (zeitweise) höhere Oberflächenbeschickung bei Tropfkörpern
- Tropfkörper spülen
- Rückführverhältnis erhöhen
- Lufteintrittsstellen freiräumen
- Tropfkörper über die gesamte Oberfläche gleichmäßig beschicken
- Füllkörpermaterial waschen, gegebenenfalls austauschen

12.1.3 Anzeige hoher Belastung im belüfteten Teil (bei rechnerisch niedriger Belastung)

In diesen Fällen kann vermutet werden, dass die Messungen zur Eigenüberwachung fehlerhaft beziehungsweise die Messmethoden ungeeignet sind oder nicht korrekt angewandt werden. Es kann auch sein, dass nicht häufig genug gemessen wird, um gesicherte Aussagen zu erhalten.

Abhilfemaßnahmen:

- Belastungsmessungen durchführen mittels 24-Stunden-Mischproben über einen längeren Zeitraum
- Tagesganglinien aus 2-Stunden-Probenahmen fertigen
- Durchflussmesseinrichtungen überprüfen
- interne Kreisläufe überprüfen
- Parallelmessungen durchführen
- Überprüfung der Indirekteinleiter
- Überprüfung der Betriebe mit Fettabscheidern
- bei nachweislich zu hoher Anlagenbelastung:
 - Vorfällung mit Eisensalzen
 - Erhöhung des O₂-Sollwerts/Verlängerung des belüfteten Intervalls (Nitrifikation)
 - verfahrenstechnische Überprüfung und gegebenenfalls Anpassung der Anlage
 - bei hohen Frachten aus Indirekteinleitungen: Möglichkeit der Vorbehandlung prüfen

12.1.4 Stabiler Betrieb trotz Überschreitung von Überwachungswerten

Die Probleme liegen wahrscheinlich nicht in den biologischen Abbauprozessen, sondern hängen eher mit der Abwasserzusammensetzung oder technischen Randbedingungen zusammen. Das Rohabwasser kann beispielsweise einen hohen Anteil an inertem CSB beinhalten oder Phosphate, die sich nur schwer oder gar nicht fällen lassen. Technische oder bauliche Randbedingungen können bei einer hohen hydraulischen Belastung zu Schlammabtrieb aus der Nachklärung führen, wenn der Sedimentationsprozess durch die geänderten Strömungsbedingungen gestört wird.

Um Störungen durch einen hohen inerten CSB oder nicht fällbare Phosphate aufzudecken sind Laborversuche erforderlich, in denen das Abwasser gezielt untersucht wird.

Um Störungen durch die hydraulische Belastung der Kläranlage erkennen zu können, sollten folgende Aspekte geprüft werden:

- Bestimmung der abfiltrierbaren Stoffe, z. B. durch den Einbau von Trübungssonden im Ablauf der Nachklärung, bei unterschiedlichen hydraulischen Belastungen der Anlage
- maximaler Zufluss bei Regenwetter; übersteigt er den Bemessungszufluss, wird die Kläranlage hydraulisch zu hoch belastet
- Drosseleinrichtungen an den Regenüberläufen und Regenüberlaufbecken

Im Nachklärbecken muss sich eine Schlammsschicht ausbilden, in der die Flocken zusammen absinken können. Schlammspiegelmessungen dienen der Überprüfung dieses Prozesses. Es sollte eine möglichst kontinuierliche Schlammrückführung und Überschusschlammmentnahme eingestellt werden.

Wird beispielsweise ein Flockenabtrieb bei geänderter hydraulischer Belastung aus der Nachklärung festgestellt, können durch eine Strömungs-Simulation die Strömungsverhältnisse und das Absetzverhalten in der Nachklärung überprüft werden. Im Arbeitsblatt DWA-A 131 (2016) wird auf Strömungsmodelle (Computational Fluid Dynamics, CFD) für die genaue Untersuchung von Nachklärbecken hingewiesen.

Die Randwassertiefe sollte im Nachklärbecken mindestens 2,5m betragen. Die Höhenlage und Anströmung der Tauchwand oder die Beschaffenheit der Einrichtungen am Einlaufbauwerk können sich bei hydraulischen Änderungen negativ auf das Absetzverhalten des Schlammes auswirken. Durch bauliche Maßnahmen können somit langfristige Verbesserungen der Ablaufwerte erzielt werden.

Bei Biofiltrationsanlagen ohne Nachklärung kann durch die Erweiterung der Anlage die Oberflächenbeschickung verringert werden. Auch hierfür sind bauliche Maßnahmen erforderlich.

12.1.5 Anzeige eines instabilen Betriebes im belüfteten Teil

Instabile Betriebsverhältnisse sind für die Phase der Inbetriebnahme einer Kläranlage normal. Im laufenden Betrieb hingegen weist dieser Befund z. B. auf hohe Stoßbelastungen im belüfteten Teil hin. Diese können verursacht sein durch Indirekteinleitungen aus dem Kanalnetz, stoßweise Fäkalschlammzugabe oder durch stoßweise Belastungen aus internen Kreisläufen auf der Kläranlage, z. B. aus der Schlammbehandlung.

Abhilfemaßnahmen:

- Indirekteinleiter überprüfen, Ausgleichsbecken oder weitergehende Vorreinigung verlangen
- interne Kreisläufe: Trübwasser- und Fäkalschlammzugabe vergleichmäßigen und Dosierung in der Hochlastphase vermeiden

12.1.6 Anzeige von Giftwirkung

Gifte gelangen oft kurzzeitig und durch Unfälle in die Kläranlage. Gifte können aber auch von Indirekteinleitern eingeleitet werden (z. B. Desinfektionsmittel, Schwermetalle). Viele Substanzen können eine Giftwirkung entwickeln, es kommt im Wesentlichen auf die Konzentration an (z. B. Gülle). Im Belebungsbecken ist der Einfluss giftiger Substanzen durch den drastischen Anstieg der O_2 -Konzentration (durch fehlende Stoffwechselaktivität der Organismen) festzustellen. Die Ablaufqualität verschlechtert sich rapide. In Faulbehältern nimmt hingegen die Faulgasproduktion nach Zuführung von vergiftetem Überschusschlamm als Sofortreaktion der Bakterien schlagartig ab, meistens verbunden mit einem Absinken des pH-Wertes. Gifte können aber auch spezifisch nur auf bestimmte Organismengruppen, wie z. B. die Ammonium- oder Nitritoxidierer, wirken. Die Auswirkungen auf das mikroskopische Bild sind daher vielfältig. In der Regel zerfällt die Flocke und es

kommt zu einer Trübung des Ablaufs durch freie Bakterien und Flockenteile. Es finden sich tote oder in ihrer Bewegungsweise stark eingeschränkte höhere Organismen.

Sind Eintragsquelle und Art des Giftstoffs nicht sofort erkennbar, werden oft aufwändige Ermittlungen und Laboruntersuchungen notwendig.

Abhilfemaßnahmen:

- Giftstoß falls möglich in einem separaten Becken auffangen, gegebenenfalls Abfahren oder nach Freigabe durch Laboruntersuchungen und in Absprache mit der Genehmigungsbehörde in geringer Dosierung der Biologie zuführen
- Beschickung des Faulbehälters umgehend aussetzen, insbesondere solange noch kein Gift eingetragen wurde
- auftreibendes Öl mit geeigneten Mitteln aufnehmen; gegebenenfalls Belüftung kurz aussetzen oder auf ein Minimum reduzieren, um ein Emulgieren zu verhindern
- zum Nachweis von Giften durchgehende Probenahme mit 2-Stunden-Mischproben über längere Zeit im Zulauf vornehmen, Aufbewahrung der Proben über mehrere Tage (einfrieren); gegebenenfalls Sielhautuntersuchungen durchführen
- zur Einschätzung der Hemmwirkung mehrfach biologischen Sauerstoffbedarf bei verschiedenen Verdünnungen bestimmen; bei Bedarf spezifische Hemmtests einsetzen
- bei massiver Schädigung der Biozönose: nach Abklingen der Giftwirkung mit Belebtschlamm aus einer geeigneten Kläranlage animpfen, um die biologische Aktivität schneller wieder in Gang zu setzen
- Indirekteinleiter überprüfen, gegebenenfalls Ausgleichsbecken, (weitergehende) Vorreinigung oder Verfahrensumstellung beim Indirekteinleiter fordern

12.1.7 Anzeige einer zu niedrigen Säurekapazität

Eine zu niedrige Säurekapazität des Abwassers kann infolge der Säurebildung während der Nitrifikation zu einer Selbstzerstörung des Belebtschlammes durch Flockenzerfall führen. Die an die Schlammflocke gebundenen Bakterien werden aus dem System ausgewaschen. Folge des Flockenzerfalls sind ein Zusammenbrechen der Nitrifikation, da die Bakterien ausgeschwemmt werden, und ein Anstieg der Ablaufwerte durch die abtreibende Biomasse.

Kommt es zu einem Flockenzerfall, werden folgende **Abhilfemaßnahmen** empfohlen:

- Bestimmung der Säurekapazität ($K_{S4,3}$) im Ablauf der Belebung; sollte nicht unter 1,5 mmol/L (DWA A-131) liegen; pH-Wert sollte über 6,8 sein
- Möglichkeiten der gezielten Denitrifikation zur Wiederherstellung der Säurekapazität nutzen
- Erhöhung der Säurekapazität durch Zugabe von Kalk(milch) oder Kalksteinmehl in den Abwasserzulauf oder in den Zulauf zur Nachklärung (pH-Wert-Veränderungen beachten!)
- Umstellung Fällmittel (z. B. Aluminat statt Eisensalze); Dosierung optimieren
- Zugabe von Kreide in den Rücklaufschlamm zum Belebungsbecken
- vorübergehend Belüftung verstärken (von Hand oder zeitgesteuert), um das säurebildende CO_2 auszublasen

Um einem Flockenzerfall entgegenzuwirken sollte die Säurekapazität im Ablauf der Belebung, insbesondere bei Anlagen mit sehr weichem Wasser, regelmäßig, z. B. wöchentlich und nach starken Regenereignissen, bestimmt werden. Bei Annäherung an den Grenzwert sollte durch Zugabe von Kalkmilch oder Kreide in den Rücklaufschlamm oder Zulauf zur Biologie die Säurekapazität wieder über 1,5 mmol/l angehoben werden.

12.1.8 Artenarme Biozönose im belüfteten Teil

Solche Verhältnisse treten immer dann auf, wenn ein hoher Abwasseranteil eines Indirekteinleiters die Kläranlage mit einseitigem Abwasser belastet. Die Betriebsverhältnisse sind dann selten stabil.

Abhilfemaßnahmen:

- bei Stoßbelastungen durch Indirekteinleiter
 - (weitere) Maßnahmen zur Vorreinigung sowie pH-Wert-Ausgleich von den Indirekteinleitern verlangen
 - Ausgleichsspeicher verlangen, um problematische Abwässer kontinuierlich (statt stoßweise) zuleiten zu können
- bei Bedarf fehlende Nährstoffe zugeben (in Abstimmung mit dem Wasserwirtschaftsamt nach Bestimmung des C:N:P-Verhältnisses)

12.2 Betriebsstörungen bei Belebungsanlagen

Wird bei der Erstellung des mikroskopischen Bildes eine erhöhte Gesamtfädigkeit festgestellt, weist dies auf ein verstärktes Vorkommen von Fadenbakterien hin (Formblatt „Dokumentation mikroskopisches Bild“; Gesamtfädigkeit F größer 2, siehe auch Kapitel 5.3.3, 5.4, 7, 10.1 und 10.2). Da nicht alle Fadenbakterien die Bildung von Blähschlamm oder Schwimmschlamm verursachen, ist im Einzelfall zu klären, ob daraus technische Probleme wie Schwimmschlamm, Blähschlamm oder massenhaft Schaum entstehen könnten, die einen geordneten Anlagenbetrieb gefährden (z. B. einen hohen Schlammvolumenindex mit einhergehender schlechter Sedimentation in der Nachklärung und daraus abgeleitet die Gefahr des Schlammabtriebs ins Gewässer). Dann ist eine genauere Bestimmung der Fadenbakterien notwendig, um zielgerichtete Abwehrmaßnahmen planen zu können (siehe auch Kapitel 7 und 10).

Auch angefaultes Abwasser kann einerseits massives Wachstum bestimmter Fadenbakterien im biologischen Teil einer Abwasserreinigungsanlage begünstigen (z. B. Schwefelbakterien, Typ 021N oder auch *Microthrix parvicella*), andererseits kann die Nitrifikationsleistung durch eine eingeschränkte Stoffwechsellätigkeit nitrifizierender Bakterien gehemmt werden. Abhilfemaßnahmen hierzu werden im Kapitel 12.1.2 genannt.

12.2.1 Blähschlamm

Die wichtigsten Gründe für die Entwicklung von Blähschlamm sind Sauerstoffmangel, unausgeglichene Nährstoffverhältnisse (Stickstoff- und/oder Phosphormangel) und niedrige oder zu hohe verfügbare Substratkonzentrationen, ausgedrückt z. B. durch BSB_5 , im Bereich der Belebtschlammflocke. In vielen Kläranlagen tritt Blähschlamm zu bestimmten Jahreszeiten (z. B. im Frühjahr und im Herbst) immer wieder auf.

Grundsätzlich sollte einer Blähschlammbekämpfung die Bestimmung der verursachenden fadenförmigen Bakterien vorausgehen, damit mögliche Ursachen eingegrenzt und gezielte Abhilfemaßnahmen ergriffen werden können.

Als **unspezifische Abhilfemaßnahmen** können genannt werden:

- Zugabe von Kalk, Eisen- und Aluminiumsalzen, Ton, Talk, Bentonit oder Kohlenstaub zur Schlammbeschwerung (Nachteil: Zunahme der Schlamm-Menge)

Indikatororganismen für ein verschobenes C:N:P-Verhältnis: z. B. Ciliaten der Gattungen *Paramecium* oder *Colpidium* sowie Fadenbakterien wie Typ 021 N, Typ 1701 oder *Haliscomenobacter hydrossis*

Indikatororganismen: z. B. *Microthrix parvicella*, Typ 0041/0675

- Zugabe von polymeren Flockungsmitteln (pFM) nach vorausgegangenen Versuchen (ca. 2 bis 5 mg pro Liter Abwasser) und Nachweis der gewässerökologischen Unbedenklichkeit; **nur** als vorübergehende Maßnahme, da in der Kläranlage biologisch nicht abbaubar (mögliche Bildung sehr großer Schlamm-Agglomerate, die sich in der Nachklärung nicht mehr absetzen); bei längerer Anwendung droht Flockenzerfall, da nicht mehr genügend Sauerstoff und Nährstoffe in das Innere der Flocken gelangen können
- Zugabe von Peroxid (H_2O_2 , ca. 200 mg pro Liter Abwasser), **nur** als kurzfristige Maßnahme, da sonst die gesamte Biozönose geschädigt werden kann

Je nach Befund der fadenförmigen Bakterien können sich die folgenden vier **spezifischen Abhilfemaßnahmen** eignen.

- bei **unausgewogenem Nährstoffverhältnis (Mangel an Stickstoff, Phosphor oder Kohlenstoff)**:

Ein stark verschobenes Nährstoffverhältnis ist insbesondere bei industriellen Kläranlagen (z. B. Papierherstellung, Lebensmittelherstellung) oder kommunalen Kläranlagen mit hohen Anteilen industriellen Abwassers zu erwarten. Daher sollte:

- näherungsweise das Verhältnis C:N:P gemessen werden; es sollte in der Belebung idealerweise bei etwa 100:5:1 liegen (siehe auch Kapitel 9.1.2)
- bei starkem Mangel einzelner Nährstoffe das Verhältnis entsprechend ausgeglichen werden, z. B. bei N-Mangel durch Zugabe von technischem Harnstoff oder Ammoniumsalzen, bei P-Mangel z. B. durch Zugabe von Phosphorsäure, bei C-Mangel durch Zugabe zusätzlich verfügbarer organischer Substrate

Hinweise: Nach wissenschaftlichen Erkenntnissen wird das verstärkte Vorkommen fadenförmiger Bakterien nicht durch Mangel an Spurenelementen/Vitaminen verursacht. Daher kann die Zugabe solcher „Vitaminpräparate“ nicht empfohlen werden. Die Zugabe von Produkten ist nur dann sinnvoll, wenn vor Ort der Nachweis erbracht wurde, dass im Abwasser eine Mangelsituation herrscht, die sich nachteilig auf die Reinigungsleistung auswirkt. Mit Präparaten dürfen keine Schadstoffe in das Abwasser eingetragen werden.

Vitamine und Provitamine werden von Bakterien grundsätzlich nicht benötigt, da sie ihre Nahrung (anders als bei der menschlichen Nahrungsverwertung) außerhalb der Zelle enzymatisch zerkleinern und somit keine größeren Moleküle in die Zelle gelangen können.

- bei **niedrigen Substratkonzentrationen**:

In voll durchmischten Belebungsbecken gering belasteter Anlagen stehen den Flockenbakterien nur wenige Nährstoffe zur Verfügung, die BSB_5 - oder CSB-Konzentrationen (vor allem die biologisch verwertbaren Kohlenstoff-Substratkonzentrationen) an den Schlammflocken sind gering. Da einige fadenförmige Bakterien bei niedrigen Substratkonzentrationen Wachstumsvorteile gegenüber flockenbildenden Bakterien haben, kann es von Vorteil sein, im Zulaufbereich der Belebung eine Zone zu schaffen, in welcher relativ hohe Substratkonzentrationen zur Verfügung stehen, so dass Flockenbildner mit maximaler Rate Stoffwechselprozesse betreiben können. Um eine Erhöhung der Schlammbelastung zur Unterstützung der Flockenbildung durch gesteigertes Bakterienwachstum zu erreichen, gibt es verschiedene Möglichkeiten:

- Aufenthaltszeit in der Vorklärung verkürzen
- Außerbetriebnahme der Vorklärung und/oder Reduzierung des Trockensubstanzgehaltes der Belebung (in beiden Fällen ist darauf zu achten, dass die Belastung nicht so stark erhöht wird, dass die Nitrifikationsleistung eingeschränkt und damit ein Anstieg der Ammoniumkonzentration verursacht wird)

- Herstellen eines Konzentrationsgefälles vom Zulauf zum Ablauf des Belebungsbeckens (Substratgradient)
 - durch Vorkopf-Zugabe von Abwasser und Rücklaufschlamm
 - durch Kaskadenführung
 - durch Vorschalten einer hochbelasteten, als Kaskade ausgebildeten aeroben Zone (aerober Selektor); die Größenangabe eines aeroben Selektors reicht von 1/4 über 1/8 bis 1/40 des Beckenvolumens der Belebung; für die Bestimmung der idealen Größe sind spezifische Untersuchungen erforderlich

• bei niedrigem pH-Wert:

- vorsichtige Erhöhung des pH-Wertes (durch Zugabe z. B. von Kalkmilch in den Zulauf der Vorklärung) auf etwa pH 8 im Zulauf der Belebung
- bei Abwässern aus Getränke- oder Gemüseindustrie (weitergehende) Vorreinigung/ Neutralisation und/oder Ausgleich verlangen

• bei Sauerstoffmangel:

geeignete Maßnahmen: siehe Kapitel 12.1.1

Indikatororganismen:
Pilze, *Zoogloea*

Indikatororganismen: z. B. Spirillen und Spirochäten; Schwefelbakterien wie *Thiothrix* spp. und *Beggiatoa* spp. sowie Typ 1701 und *Microthrix parvicella* nutzen dabei ihre Wachstumsvorteile

12.2.2 Schwimmschlamm/Schaum

Schwimmschlamm auf der Nachklärung und Schaum auf der Belebung entstehen durch Anlagerung von Gasbläschen an wasserabstoßende (hydrophobe) Abwasserbestandteile wie Fette und Öle oder auch an bestimmte Mikroorganismen mit hydrophober Zelloberfläche. Dadurch treibt das Gemisch aus Schlamm, Gas und Bakterien an die Beckenoberfläche. Die Gasbläschen können aus der Belüftung in der Belebung oder auch aus Denitrifikationsvorgängen stammen. Häufig werden in Zusammenhang mit Schwimmschlamm oder Schaum fädig wachsende Mikroorganismen, wie z. B. Actinomyceten (z. B. „*Nocardia*“) oder *Microthrix parvicella* gefunden. Auf vielen Kläranlagen tritt Schwimmschlamm/Schaum zu bestimmten Jahreszeiten (z. B. im Frühjahr und im Herbst) immer wieder auf.

Weitere Hinweise zur Entstehung von Schäumen, die nicht immer mit dem Massenzustand bestimmter Fadenbakterien zusammenhängen, finden sich in Kapitel 10.

Grundsätzlich sollte einer Bekämpfung die Bestimmung der verursachenden fadenförmigen Bakterien vorausgehen, damit mögliche Ursachen eingegrenzt und gezielte Abhilfemaßnahmen ergriffen werden können. Dabei ist auch ein Präparat des aufschwimmenden Schlammmaterials anzufertigen und in die mikroskopische Betrachtung mit einzubeziehen.

Abhilfemaßnahmen:

- Indirekteinleiter (z. B. Schlachthöfe, Autowaschanlagen) auf Verwendung von Schaumstabilisatoren überprüfen
- Eintrag von Fetten, Wachsen, aliphatischen Kohlenwasserstoffen durch Indirekteinleiter abstellen (z. B. Ertüchtigung der Fettabscheider)
- Wirksamkeit des Leichtstoffabscheiders (Fettfang) der Kläranlage verbessern; abgetrennte Fette nicht in den Klärkreislauf eintragen, sondern direkt dem Faulbehälter zuführen

Indikatororganismen (in der Belebtschlamm- oder Schwimmschlammprobe): *Microthrix parvicella* und/oder nocardioforme Actinomyceten

- Aufenthaltszeit in der Vorklärung verkürzen; Hydrolyse (Zersetzung) des in der Vorklärung zwischengelagerten Primärschlammes durch vermehrten Schlammabzug vermeiden
- Vorfällung zur Reduzierung des Fettanteils bei Schwimmschlamm-Bildung durch *Nocardia*
- bei nachweislich angefaultem Abwasser: Maßnahmen im Kanalsystem ergreifen, um das Abwasser bis zum Zulauf in die Kläranlage frisch zu halten (Kapitel 12.1.2)
- Sauerstoffeintrag vermeiden (z. B. durch Absturzbauwerke in die Denitrifikationsbecken)
- Schaum aus dem Denitrifikationsbecken und dem belüfteten Belebungsbecken zu einem Sammelpunkt abtreiben lassen und dort entfernen; bei massenhaftem Auftreten: Schwimmschlamm- und Schaumfraktion als Überschussschlamm direkt aus dem Prozess entfernen
- gezielte Dosierung von Aluminiumsalzen bei nachweislicher Schwimmschlamm-Bildung durch „*Nocardia*“ oder/und *Microthrix parvicella* (höhere Dosiermenge als zur alleinigen P-Fällung erforderlich)
- Besprühen der Nachklärung (bringt aufschwimmende Schlammfraktion lediglich wieder in den Wasserkörper, ist aber keine Ursachenbekämpfung der Schwimmschlamm-entstehung)
- Einsatz des Antischaummittels Polyglykol nur in akuten Notfällen (sehr aufwändig, beseitigt nicht die Ursache der Schaumbildung)
- gegebenenfalls das Schlammalter reduzieren (wobei auf einen möglichen Anstieg der Ammoniumkonzentration im Ablauf geachtet werden muss)

12.3 Betriebsstörungen bei Tropfkörperanlagen

12.3.1 Starker Bewuchs mit Schwefelbakterien, Pilzen oder fadenförmigen Bakterien

Der Tropfkörper ist hoch belastet, gegebenenfalls haben sich Pfützen gebildet. Verstopfungen sind zu befürchten.

Abhilfemaßnahmen:

- sektorielles Spülen mit dem Drehsprenger im Handbetrieb, auf gleichmäßige Beschickung achten
- Spülen des Tropfkörpers unter hohem Druck
- stärkere hydraulische Beschickung, Rückführung erhöhen
- vorübergehende Zugabe von Wasserstoffperoxid (H_2O_2) oder Salpeter mit nachfolgender Spülung (nur unter fachlicher Anleitung zur Vermeidung von Schäden der Biozönose)
- Überprüfen der Leistungsfähigkeit der Vorklärung; bei Überlastung: Vorfällung mit Eisensalzen in Betracht ziehen
- Gewährleistung eines ungehinderten Luftzustroms

12.3.2 Massenentwicklung von Tropfkörperfliegen, Insektenlarven und Würmern

Die Beschickung ist so gering, dass sich innerhalb des Füllmaterials Tropfkörperfliegen entwickeln können. Die Larven weiden den Biofilm ab, die adulten Fliegen belästigen die Umgebung. In gering belasteten Tropfkörpern vermehren sich Nematoden, Tubificiden und Zuckmückenlarven massenhaft.

Abhilfemaßnahmen:

- kräftiges Abwaschen der oben frei liegenden Innenseiten der Tropfkörperwände
- kontinuierliche und gleichmäßige Beschickung des Tropfkörpers über die gesamte Oberfläche
- Erhöhen der Oberflächenbeschickung (täglich wenigstens stundenweise bis auf Regenwetterbelastung)
- Vergrößern der Vorklärung, eventuell Vorfällung in Betracht ziehen

12.3.3 Geruchsbelästigung

Insbesondere bei höheren Temperaturen können aus verschiedenen Gründen starke Geruchsemissionen auftreten.

Abhilfemaßnahmen:

- O₂-Konzentration im Tropfkörperablauf bestimmen (sollte immer über 5 mg/l liegen)
- freien Luftzutritt gewährleisten
- Vorklärung und Kanalisation auf angefaultes Abwasser und Geruchsstoffe überprüfen
- Rückführverhältnis des Tropfkörperablaufs in die Vorklärung erhöhen, soweit hydraulisch möglich
- sehr hoch belastete Tropfkörper abdecken und künstlich belüften (macht in der Regel Abluftbehandlung erforderlich, z. B. über Kompostfilter)

12.4 Betriebsstörungen bei Tauchkörperanlagen

12.4.1 Schwefelbakterien auf der ersten Walze, Geruchsbildung

Die erste Tauchkörperstufe ist überlastet.

Abhilfemaßnahmen:

- Funktionsfähigkeit der Vorklärung prüfen
- Abwasser aus dem Ablauf der Anlage in den Zulauf der Vorklärung rückführen, soweit hydraulisch möglich
- bei verschlammten Tauchkörpern höhere Turbulenz erzeugen, z. B. durch Erhöhung der Drehgeschwindigkeit oder Freispülung der Tauchkörper; auch den Zufluss zum Tauchkörper (Vorklärung) überprüfen

12.4.2 Geringer oder kein Biofilm auf der letzten Walze

Die letzte Stufe ist unterbelastet oder reine Nitrifikationstauchkörper haben einen kaum sichtbaren Biofilm. Zur Optimierung der Gesamtanlage empfehlen sich folgende

Abhilfemaßnahmen:

- Rücklauf zur Wiederansiedlung einer geeigneten Biozönose nutzen
- Fließrichtung von Zeit zu Zeit umkehren, Reihenfolge der Tauchkörperstufen variieren

12.4.3 Verschlammung der Tauchkörper

Auf der Oberfläche von Tauchkörpern kann es bei zu großer Flächenbelastung zu Verschlammungen kommen. Eine Ursache kann eine zu geringe Dimensionierung des Tauchkörpers sein (Verschlammung tritt bei gleichbleibender Belastung erst nach längerem Betrieb auf). Auch Hochlastphasen, die vom Biofilm nicht adäquat bewältigt werden, können einen starken Biomassenzuwachs hervorrufen. In beiden Fällen reicht die biologisch aktive Oberfläche des Biofilms nicht aus, die Reinigungsleistung der Tauchkörperoberfläche wird reduziert und ein übermäßiges Biomassenwachstum führt zur Verschlammung.

Abhilfemaßnahmen:

- O₂-Konzentration in Tauchkörperwanne regelmäßig messen, Konzentrationsgefälle verfolgen
- Tauchkörper mit Wasserstrahl- oder Dampfstrahlgerät mechanisch entschlammen
- Schlammabtrieb aus der Vorklärung oder dem Absetzteich durch regelmäßige Schlammräumung vermeiden
- bei guten BSB₅- und CSB-Ablaufwerten, aber schlechten NH₄⁺-N-Ablaufwerten: eine Zwischenklärung vorsehen (zwischen den Einheiten für die Kohlenstoffelimination und für die Nitrifikation)
- gegebenenfalls bauliche Maßnahmen (z. B. Vorschalten einer Entlastungsstufe mit geringerer spezifischer Oberfläche und Strukturen, die nicht verstopfungsanfällig sind) nach Überrechnung durchführen

Weitergehende molekularbiologische Untersuchungen

Molekularbiologische Analyseverfahren können neben den lichtmikroskopischen und klassischen Färbemethoden ergänzende Informationen über die mikrobielle Lebensgemeinschaft im Abwasser liefern.

Kapitel 13

| | |
|---|------------|
| Weitergehende molekularbiologische Untersuchungen | 234 |
| 13.1 Potenzial molekularbiologischer Untersuchungen | 234 |
| 13.1.1 Grundprinzip der molekularbiologischen Methoden | 235 |
| 13.1.2 Definitionen und Begriffe | 236 |
| 13.2 Fluoreszenzmikroskopische Methoden | 237 |
| 13.2.1 Fluoreszenzmikroskop | 237 |
| 13.2.2 Fluoreszenzfarbstoffe (Fluorochrome) | 238 |
| 13.2.3 Wissenswertes über die Fluoreszenzmikroskopie | 238 |
| 13.2.4 Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH) | 238 |
| 13.2.5 Weitere fluoreszenzbasierte Methoden | 240 |
| 13.3 DNA-basierte Analysen zur Bestimmung der Zusammensetzung mikrobieller Gemeinschaften | 243 |



13 WEITERGEHENDE MOLEKULARBIOLOGISCHE UNTERSUCHUNGEN

Ein Großteil der im Belebtschlamm oder in der Faulung vorkommenden Bakterien kann mittels lichtmikroskopischer und klassischer Färbemethoden nur schwer bestimmt werden. Dies liegt daran, dass sie eine sehr geringe Größe haben und meist nicht anhand ihrer Morphologie unterschieden werden können. Daher ist eine Etablierung von kultivierungsunabhängigen Identifizierungsmöglichkeiten auf Basis molekularbiologischer Analyseverfahren sinnvoll und notwendig.

Ein weiterer wichtiger Einsatz für molekularbiologische Analysen ist die begleitende Überwachung der biologischen Abbauprozesse in der Belebung oder Faulung. Durch regelmäßige Kontrollen unter anderem der Nitrifikanten, wie die ammoniumoxidierenden (AOB) und nitritoxidierenden Bakterien (NOB), können Prozessstörungen schnell erkannt werden.

13.1 Potenzial molekularbiologischer Untersuchungen

Biologische Fragestellungen der Wassergütwirtschaft umfassen vielfältige Bereiche: die Bemessung von Kläranlagen für Nitrifikation und Denitrifikation, das Verständnis der anaeroben Schlammstabilisierung, die Identifizierung von Indikatororganismen zur Bestimmung von Prozessstabilitäten in der Abwasserreinigung, das Herantasten an die Ursachen von Betriebsproblemen im Zusammenhang mit der Blähschlammthematik sowie hygienische Aspekte durch den Nachweis und der Quantifizierung von humanpathogenen Keimen wie Legionellen, multiresistente Bakterien, SARS-COV 2.

Ogleich für zentrale Fragestellungen (nach wie vor) erfolgreich eingesetzt, haben diese Methoden jedoch Grenzen, und der Wunsch nach verbesserten Möglichkeiten zur Erlangung von Detailwissen über die biologischen Prozesse und Zusammenhänge wurde auch seitens der Ingenieurwissenschaften geäußert. Dies führte zu einer Annäherung der naturwissenschaftlichen und ingenieurwissenschaftlichen Bearbeitung von Fragestellungen der Wassergütwirtschaft. Parallel entwickelten sich die auf naturwissenschaftlicher Ebene eingesetzten Methoden enorm weiter, sodass heute Werkzeuge – primär aus dem Bereich der Molekularbiologie – zur Verfügung stehen, die sowohl im Hinblick auf den Detaillierungsgrad als auch im Hinblick auf die Anwendbarkeit das Potenzial aufweisen, das Wissen über die biologischen Prozesse in der Wassergütwirtschaft exponentiell zu erweitern.

Diese Methoden der „-omics“ (Überbegriff für unterschiedliche methodische Richtungen wie MetaGenomics, Proteomics, Transkriptomik; vergleiche Begriffsdefinitionen weiter unten) haben eine regelrechte Methodenrevolution ausgelöst, welche die Identifizierung und Quantifizierung von Organismen (Bakterien bis Fische und darüber hinaus), von Stoffwechselwegen (Stickstoffmetabolismus, Bio-P, spezifischer Schadstoffabbau, ...), abiotischen und systematischen Einflussfaktoren auf Wachstum und Stoffumsatz, Interaktionen biologischer Systemkomponenten und weiteren Aspekten erlauben.

Analysen, welche Organismen in welcher Häufigkeit im Belebtschlamm auftreten und unter welchen Bedingungen sie in welcher Intensität aktiv sind, sind heute möglich. Einige „reife“ Methoden können durchaus in der praktischen Routine eingesetzt werden. Andere Methoden verlangen jedoch komplexere Gerätschaften, deren Einsatz bleibt spezialisierten wissenschaftlichen Arbeitsgruppen vorbehalten.

Diese molekulargenetischen Methoden weisen – wie alle anderen Methoden auch – Limitierungen, Fehler und Ungenauigkeiten sowie falsch-positive und auch falsch-negative Ergebnisse auf, sodass für die Interpretation der Resultate und die Umsetzung in eine verfahrenstechnische Dimension die Kenntnis der Methoden und ihrer Grenzen in Genauigkeit und Anwendbarkeit unumgänglich ist. Die auftretenden Probleme sind durchaus mit den Problemen einer klassischen chemischen Analytik auf Kläranlagen zu vergleichen und beginnen bei der (repräsentativen) Probenahme, erweitern sich über die Extraktion von DNA (Problematik vergleichbar mit einem CSB-Aufschluss) bis hin zu den verwendeten Einheiten, das Ergebnis anzugeben.

Speziell im Bereich der Abwasserreinigung kommen zudem noch Matrixeffekte des Abwassers (Organik des Belebtschlammes, die z. B. Probleme bei der DNA-Extraktion verursacht) und die generelle qualitative und quantitative Dynamik des Zulaufs, der die Basis der mikrobiologischen Prozesse darstellt, erschwerend hinzu. Daher ist eine Aussage zu den mittels molekularbiologischer Methoden erhaltenen Ergebnissen ohne verfahrenstechnisches Wissen und Hintergrund nicht möglich.

13.1.1 Grundprinzip der molekularbiologischen Methoden

Das wesentlichste Grundprinzip aller molekularbiologischen Methoden stellt die Ermittlung des Unterschieds im genetischen Code (Erbgut) von Organismen dar. Der in der DNA (deutsch: DNS) verankerte genetische Code ist in allen Lebewesen dieser Erde zu finden. Der Aufbau und die Struktur des genetischen Codes kann mit einem Computercode verglichen werden. Während ein Computerprogramm aus einer Abfolge der beiden Logikbausteine „0“ und „1“ besteht, deren Anordnung dazu führt, dass der Prozessor des Computers die codierten, spezifischen Befehle ausübt, besteht der Code des Lebens aus vier Bausteinen, die von chemischen Verbindungen („Basen“) gebildet werden. Diese Basen haben die Abkürzungen A (Adenin), C (Cytosin), G (Guanin) und T (Thymin). Jeweils drei dieser Basen codieren eine Aminosäure und mehrere Aminosäuren codieren ein Protein/Enzym.

Die Summe aller derart codierten Informationen charakterisiert das Lebewesen. Aus den Unterschieden im genetischen Code resultieren letztendlich Unterschiede in den Stoffwechseleigenschaften, aber auch im Aussehen. Grund für Unterschiede im genetischen Code sind „Mutationen“, bei denen die ursprüngliche Abfolge der Basen (A, C, G, T) in der DNA verändert wird. Je näher zwei Organismen miteinander verwandt sind, desto mehr stimmt ihr genetischer Code überein; je weniger sie miteinander verwandt sind, desto mehr unterscheidet sich ihr genetischer Code. Die Abfolge der Basen in der DNA kann bestimmt werden, und die DNA-Sequenzen unterschiedlicher Organismen können miteinander verglichen werden (Abbildung 13.1).

```

1 Nitrobacter sp. (strain LL) DNA.
2 Nitrobacter hamburgensis (strain X14) DNA.
3 Nitrobacter winogradskyi (strain W) DNA.

1 aacacagggaaacttgctgctaataccggataagcccttacgggaaagatttatcgccga
2 aactgagggaaacttcagctaataccggataagcccttacgggaaagatttatcgccga
3 aaccagggaaacttgggctaataccggataagcccttacgggaaagatttatcgccga

1 aagatcggcccgctctgattagcttgttggtgaggtaacggctcaccaaggcgacgatc
2 aagatcggcccgctctgattagcttgttggtgaggtaaaggctcaccaaggcgacgatc
3 aagatcggcccgctctgattagcttgttggtgaggtaacggctcaccaaggcgacgatc

```

Abb. 13.1: Beispiele für Unterschiede oder Übereinstimmungen im genetischen Code von drei *Nitrobacter*-Arten (unterschiedliche oder fehlende Basen hervorgehoben).

Die Bestimmung der Basenabfolge in der DNA von Organismen und ein Vergleich mit gespeicherten Codes für unterschiedliche Organismen in einer Referenzdatenbank erlaubt somit die Zuordnung des Codes zu einem Organismus und damit seine Identifizierung. Wird also die gesamte DNA aus einer Umweltprobe (sogenannte *environmental DNA*) isoliert und die Abfolge der Basenpaare bestimmt (sequenziert), so lässt sich mit (enormem) Computerrechenaufwand in einem Datenbankabgleich feststellen, welche Organismen, exakter die DNA dieser Organismen, in der Probe vorhanden waren. Anzumerken ist, dass auch die DNA von toten Organismen in die Analyse einfließt.

Dieser EDV-Prozess ist ein Teil des Fachgebiets der Bioinformatik. Die allermeisten molekularbiologischen Methoden beruhen auf diesem Grundprinzip und unterscheiden sich dann weiter im Detail.

13.1.2 Definitionen und Begriffe

Nach der Darstellung des grundlegenden Prinzips der molekularbiologischen Methoden werden einige zentrale Begriffe erläutert, die für das Verständnis des weiteren Textes ausschlaggebend sind.

| Begriffe | Definitionen |
|---------------------------------------|---|
| DNA | Makromolekül, welches durch die Nukleotidabfolge mit den vier Basen A denin, C ytosin, G uanin und T hymine als Codierungselementen den genetischen Code (Erbinformation) festlegt |
| Gen | Abschnitt der DNA, der ein bestimmtes Protein/Enzym codiert |
| Genom | Gesamtheit aller Gene eines Organismus |
| 16S rRNA/ 18S rRNA | Bestandteil der Ribosomen (Orte der Proteinsynthese in den Zellen), in denen der genetische Code in Proteine/Enzyme übersetzt wird; wird häufig als Ziel für die Charakterisierung von Organismen verwendet; Bakterien besitzen eine 16S rRNA und Eukaryoten (z. B. Protozoen) eine 18S rRNA mit identischer Funktion |
| Genomics | Forschungsbereich, der sich mit dem Genom/der Erbinformation von Organismen beschäftigt |
| Metagenomics | Forschungsbereich umfasst die Gesamtheit des genetischen Materials aller Organismen aus Umweltproben (environmental genomics = Umweltgenomics) |
| DNA-Sequenzdatenbank („Gendatenbank“) | Datenbank mit vielen Gensequenzen/Basen-Abfolgen der genetischen Codes von Proteinen/Enzymen aus unterschiedlichsten Arten; hilft bei der Zuweisung von untersuchten Markergenen zu einer Organismengruppe mit Hilfe von Referenzdatenbanken |
| Primer | kurze DNA-Stücke, die als Startpunkt für eine Vervielfältigung (Amplifizierung) spezifischer DNA-Abschnitte mittels PCR dienen |
| PCR | Polymerase Chain Reaction („Polymerase Ketten Reaktion“) zur spezifischen Vervielfältigung von DNA; notwendig, um mit ausreichenden Mengen an DNA weiterzuarbeiten (z. B. zur Sequenzierung und anschließender Artbestimmung von Organismen) |
| qPCR | Variante der PCR, bei der eine spezifische Quantifizierung von Organismen auf DNA-Basis möglich ist (wieviel spezifische DNA ist in meiner Probe?) |

| Begriffe | Definitionen |
|-------------------|---|
| FISH | Fluoreszenz in situ Hybridisierung; mittels spezifischer Gensonden für die (üblicherweise) 16S rRNA werden spezifische Bakterien im Fluoreszenzmikroskop sichtbar gemacht |
| Gensonden | mit einem (Fluoreszenz-)Farbstoff markierte kurze, aber spezifische DNA-Abschnitte |
| 16S/18S Profiling | Analyse der Zusammensetzung einer bakteriellen Organismengemeinschaft auf Basis der 16S DNA oder der Protozoen auf Basis der 18S rDNA |

Tab. 13.1: Definitionen zentraler Begriffe der Molekularbiologie als Basis für die Methodenbeschreibungen in diesem Kapitel

13.2 Fluoreszenzmikroskopische Methoden

In diesem Abschnitt werden einige ausgewählte fluoreszenzmikroskopische Analysemethoden vorgestellt, die für die Anwendung in der Klärwerkspraxis von Interesse sein können. Der Fokus liegt hier jedoch auf der Fluoreszenz in situ Hybridisierung, die detaillierter als andere Methoden beschrieben wird.

13.2.1 Fluoreszenzmikroskop

Im Unterschied zum konventionellen Lichtmikroskop werden bei der Fluoreszenzmikroskopie die zu untersuchenden Organismen mit Fluoreszenzfarbstoffen (Fluorochrome) gefärbt oder es werden mit Fluoreszenzfarbstoffen markierte Gensonden in die Zelle eingeschleust, wo sie mit bestimmten, für sie spezifischen Strukturen hybridisieren (unter anderem Fluoreszenz in situ Hybridisierung, FISH). Diese Fluorochrome besitzen die Eigenschaft, Licht einer bestimmten Wellenlänge zu absorbieren und mit einer anderen Wellenlänge wieder abzugeben. Dadurch wird ermöglicht, einzelne Organismengruppen in einer Umweltprobe nachzuweisen und gegebenenfalls zu quantifizieren.

Zur Detektion der Fluoreszenzsignale wird ein Fluoreszenzmikroskop benötigt. Der Aufbau ist dem eines Lichtmikroskops sehr ähnlich, nur sind zwischen Objektiv und Okular spezielle Filterwürfel integriert, und meist ist eine externe Lichtquelle, die Weißlicht emittiert, angeschlossen. Die Filter bestehen aus Spiegeln, die nur für Licht in einem definierten Wellenlängenbereich durchlässig sind, sowohl für das Anregungs- (Excitation) als auch für das Fluoreszenzlicht (Emission), daher der Name teildurchlässige oder dichromatische Filterspiegel. Dabei kann der Wellenlängenbereich, für den der Filterspiegel durchlässig ist, breit gefasst sein (Langpassfilter) oder nur wenige Nanometer betragen. Meist passen mehrere Filterwürfel in den Filterrevolver eines Fluoreszenzmikroskops.

Der schematische Aufbau eines Fluoreszenzmikroskops zur Vermittlung von dessen Funktionsweise ist in der Abbildung 13.2 dargestellt. Das von der Lampe emittierte Licht wird durch einen Anregungsfilter geleitet, der die benötigte Anregungswellenlänge für den verwendeten Fluoreszenzfarbstoff herausfiltert. Dieser Strahl trifft nun auf den dichromatischen Filter, wo dessen Licht reflektiert wird und durch das Objektiv auf das Präparat trifft. Hier wird der Farbstoff angeregt, so dass dessen Fluoreszenzlicht über das Objektiv auf den Filterspiegel gelenkt wird und diesen passiert. Ein weiterer Filter vor dem Okular entfernt das noch vorhandene Anregungslicht, damit nur das Fluoreszenzlicht vom Auge oder der Kamera erfasst wird. Die präparierte Probe erscheint in der jeweiligen Emissionsfarbe vor schwarzem Hintergrund (Abbildung 13.3).

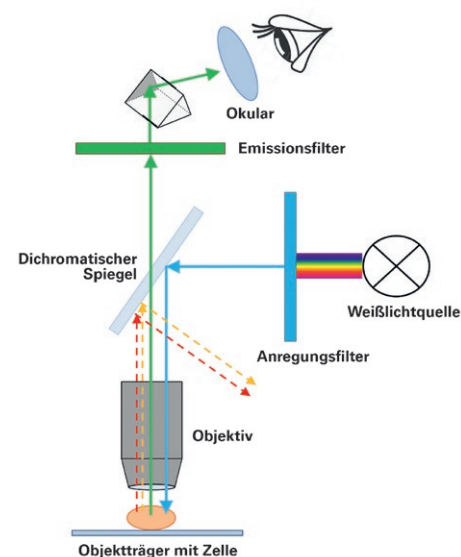


Abb. 13.2: Schematischer Aufbau eines Fluoreszenzmikroskops

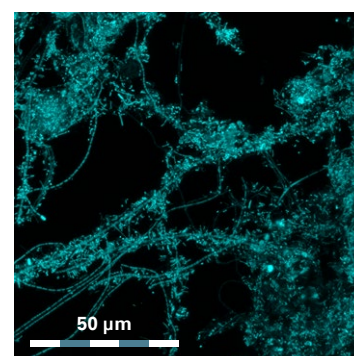


Abb. 13.3: Typische Fluoreszenzaufnahme vom Belebtschlamm, dessen Bakterienzellen mit dem Fluoreszenzfarbstoff DAPI gefärbt wurden.

13.2.2 Fluoreszenzfarbstoffe (Fluorochrome)

Für die Fluoreszenzmikroskopie werden Fluoreszenzfarbstoffe, auch Fluorochrome genannt, verwendet. Diese können durch Licht in dem für sie spezifischen Wellenlängenbereich (Excitation) angeregt werden, wodurch sie wiederum Licht in einer für sie spezifischen Wellenlänge in Form von Fluoreszenz emittieren (Emission). Einige Fluorochrome werden speziell zur Markierung von Gensonden verwendet, während andere zur Färbung bestimmter Strukturen (unter anderem Erbsubstanz, Kapitel 13.2.5.1) in einer Zelle oder zum Nachweis von spezifischen Stoffwechselaktivitäten (Kapitel 13.2.5.3) eingesetzt werden. Mittlerweile gibt es eine Vielzahl verschiedenster Fluorochrome in allen Wellenlängenbereichen und mit unterschiedlichen Eigenschaften wie Alexa-, Atto-, BODIPY- oder DyLight-, SYTO-, FDA-Fluorochrome. Diese neuere Generation von Fluoreszenzfarbstoffen zeichnet sich meist durch eine höhere Stabilität und Spezifität aus als die Cyanin-Farbstoffe (unter anderem Cy3, Cy5).

13.2.3 Wissenswertes über die Fluoreszenzmikroskopie

- Einzelne Organismengruppen können differenziert und quantifiziert werden.
- Beim Einsatz von FISH-Sonden oder spezifischen Fluorochromen wird eine hohe Nachweisempfindlichkeit und Spezifität erzielt.
- Die meisten fluoreszenzmikroskopischen Methoden sind schnell durchzuführen und leicht in die tägliche Analytik zu integrieren.
- Fluoreszenzmikroskopische Analysen werden auch bereits von vielen Analyselaboren angeboten.
- Zu beachten ist: neben der Anschaffung eines Fluoreszenzmikroskops ist zur Durchführung auch entsprechend geschultes Personal notwendig.
- Fluoreszenzfarbstoffe, insbesondere solche der ersten Generation, bleichen bei längerer Belichtung aus (Fading); sogenannte Antifading-Reagenzien können Abhilfe leisten; alternativ sollten die meist teureren, aber dafür stabileren Fluorochrome (Kapitel 13.1.2) verwendet werden.
- Werden mehrere fluoreszenzmikroskopische Methoden kombiniert, so muss die Auswahl der jeweiligen Fluorochrome aufeinander abgestimmt werden, um Überschneidungen der Fluoreszenzsignale im mikroskopischen Bild zu vermeiden.
- Bei Verwendung von Filterwürfeln kann nur eine begrenzte Anzahl von Fluoreszenzfarbstoffen verwendet werden (aufgrund der maximalen Anzahl der eingebauten Filterwürfel im Mikroskop sowie der Wellenlängenbegrenzung der einzelnen Filterwürfel).
- Für eine Quantifizierung müssen die Zellen im Präparat in einer Ebene liegen, da bei übereinanderliegenden Zellen nicht alle Zellen für eine Quantifizierung erfasst werden; ist bei vielen Umweltproben, wie etwa Belebtschlammproben, nicht ohne Vorbehandlung (z. B. Homogenisierung oder Verdünnung) der Proben möglich.
- Bei der fluoreszenzmikroskopischen Analyse von Umweltproben können Störsignale auftreten: einerseits besitzen einige Organismen die Fähigkeit zur Autofluoreszenz, andererseits können sie von nicht biologischen Partikeln (z. B. Sand- oder Plastikpartikel) ausgelöst werden, die das Anregungslicht reflektieren oder selbst fluoreszierende Eigenschaften aufweisen; diese Störsignale kann ein ungeübter Betrachter von den Bakterien in der Probe schwer unterscheiden.

13.2.4 Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH)

Die Fluoreszenz in situ Hybridisierung, kurz FISH, ermöglicht, Bakterien direkt in einer Umweltprobe (in situ) zu analysieren, ohne diese vorab zu isolieren oder kultivieren zu müssen. Diese Methode wird heute bereits in der Praxis eingesetzt, um prozessrelevante Bakterien in der Belebung oder Faulung nachzuweisen und zu quantifizieren. Sie dient somit der Routine-Prozesskontrolle. Bei Störfällen kann die Beteiligung bestimmter

Bakterien mittels FISH nachgewiesen oder ausgeschlossen werden. Dies kann dann zur gezielten Auswahl einer geeigneten Bekämpfungsmaßnahme beitragen.

Bei der FISH werden sogenannte Gen- oder FISH-Sonden eingesetzt, um Bakterien im Beleb- oder Faulschlamm nachzuweisen und zu quantifizieren. Die Sonden dringen in die Bakterien ein und heften sich nur dort an (hybridisieren), wo die Erbinformation der Zelle mit jener der Sonde übereinstimmt. Dabei wird die Morphologie, also das Aussehen der Zelle, nicht verändert. Die Sonden werden so hergestellt, dass damit nur ganz bestimmte Bakterienarten oder auch Bakteriengruppen nachgewiesen werden. Mit den Sonden gelangt auch der Fluoreszenzfarbstoff nur in die gewünschten Zielorganismen. Die derart markierten Zellen können mit einem Fluoreszenzmikroskop sichtbar gemacht und somit in einer Probe nachgewiesen werden. Es können mehrere, mit unterschiedlichen Fluorochromen markierte Sonden für unterschiedliche Bakterienarten oder -gruppen parallel eingesetzt werden.

Die FISH-Methode gibt nicht nur eine Antwort auf die Frage, ob und wie viele der gesuchten Bakterien in einer Umweltprobe enthalten sind, sondern macht die Bakterien auch sehr deutlich sichtbar, beispielsweise, wenn sich Fadenbakterien innerhalb von Belebtschlammflocken befinden. Mit der FISH können auch die an der Nitrifikation beteiligten Bakterien (Ammonium- und Nitrit-oxidierende Bakterien) einfach und parallel nachgewiesen werden. Aber auch im Bereich der Prozesswasser-Behandlung findet die FISH Anwendung, wie zum Beispiel für den Nachweis von Anammox-Bakterien. In einer Faulschlammprobe können mit dieser Methode ebenfalls die verschiedenen methanbildenden Archaea, sogenannte methanogene Bakterien, nachgewiesen und quantifiziert werden (Abbildung 13.4).

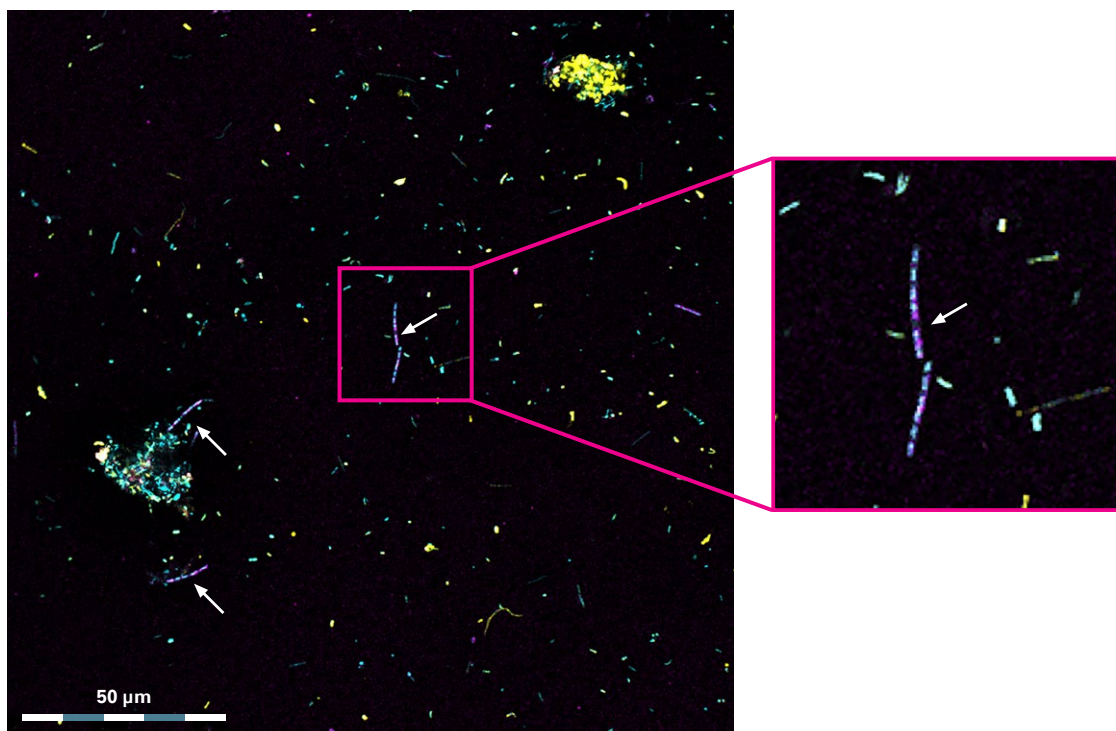


Abb. 13.4: Fluoreszenzmikroskopische Aufnahme einer FISH-Analyse einer Faulbehälterprobe. Die Abbildung ist eine Überlagerung verschiedener parallel erstellter Aufnahmen von stoffwechselaktiven Bakterien (gelb) und methanbildenden Archaea (magenta). Alle Zellen wurden mit dem DNA-bindenden Fluoreszenzfarbstoff DAPI (hellblau) markiert. Mit den weißen Pfeilen sind einige der methanbildenden Archaea markiert (Quelle: E. Nettmann, A. Rademacher; RUB).

Besonderheiten der FISH:

- **Schnelligkeit:** Durchführung der FISH erfolgt in wenigen Stunden.
- **Spezifität:** FISH-Sonden sind für einzelne Arten oder ganze Gruppen von Bakterien hochspezifisch; überwiegend stoffwechselaktive Bakterien werden nachgewiesen, die demnach auch prozessrelevant sind.
- **Robustheit:** Zellen in der Probe werden durch die Prozedur nicht zerstört, und es wird die direkte Analyse der Bakterien in ihrer natürlichen Umgebung (in situ) ermöglicht.
- **Nutzen für die Praxis:** erhaltene Daten können zu einem effizienten Frühwarnsystem beitragen, bevor die chemischen Ablaufwerte Probleme anzeigen; Identifizierung möglicher Schadbakterien führt zu gezielten Gegenmaßnahmen im Störfall.

Zu beachten ist:

- **Durchführung:** jede Gensonde stellt spezifische Anforderungen an die FISH; fluoreszenzmarkierte Gensonden sind lichtempfindlich und sollten daher keiner direkten Bestrahlung ausgesetzt werden; bei Verwendung von Formaldehyd als Fixierlösung ist ein Gefahrstoffabzug erforderlich, da es sich um einen krebserzeugenden Stoff handelt; es gibt keine einheitliche Vorschrift zur Probenpräparation; manche Proben müssen vor der FISH homogenisiert und/oder verdünnt werden; hier sind die Angaben aus der jeweiligen Literatur oder der Anbieter von FISH-Kits (Chemikalien-Set zur Durchführung der FISH) zwingend zu beachten!
- **Aufwand:** die fluoreszenzmikroskopische Auswertung und Quantifizierung der Zielbakterien kann mit einem erheblichen Zeit-, Material- und Arbeitsaufwand verbunden sein, da zur statistischen Absicherung der Daten mindestens drei Proben (Triplikate) ausgewertet werden sollten; zudem sollten parallel immer Positiv- und Negativkontrollen, vorzugsweise ebenfalls in Triplikaten, mit durchgeführt und ausgewertet werden.
- **Kontrollen:** stoffwechselinaktive und tote Organismen werden überwiegend nicht erfasst; daher ist die Verwendung von Positiv- und Negativkontrollen wichtig; sollte kein Fluoreszenzsignal erhalten werden, könnte dies auf stoffwechselinaktive Zielbakterien oder auf eine fehlerhafte Hybridisierung zurückzuführen sein; mittels der Kontrollen kann Letzteres gegebenenfalls ausgeschlossen werden.
- **Kosten:** Methode ist auf Grund des Einsatzes von FISH-Sonden teurer als die herkömmliche Lichtmikroskopie; zudem werden ein Fluoreszenzmikroskop und weiteres Equipment benötigt.
- **Fachpersonal:** das durchführende Personal benötigt Fachwissen, um diese Methode anwenden zu können; insbesondere die mikroskopische Analyse der FISH-Proben wird durch häufig vorhandene Autofluoreszenz der Umweltproben erschwert und bedarf ausreichender Erfahrung, um fluoreszierende Partikel von fluoreszenzmarkierten Bakterienzellen zu unterscheiden.

13.2.5 Weitere fluoreszenzbasierte Methoden

Neben den auf molekularbiologischen Aspekten beruhenden FISH Untersuchungen gibt es für die Fluoreszenzmikroskopie noch weitere fluoreszenztechnische Methoden, die nachfolgend kurz dargestellt werden:

13.2.5.1 Ermittlung der Gesamtzellzahl

Zur Ermittlung der Gesamtzellzahl werden DNA-interkalierende, sich in die DNA-Doppelhelix einlagernde Fluoreszenzfarbstoffe eingesetzt (z. B. DAPI, Acridinorange, SYTO 60, SYBRGreen). Dadurch werden alle Organismen in einer Probe fluoreszenzmikroskopisch sichtbar und können quantitativ erfasst („gezählt“) werden. Dabei machen diese Farbstoffe keinen Unterschied zwischen lebenden, toten, stoffwechselaktiven oder inaktiven

Organismen. Zur Quantifizierung kann es notwendig sein, die Proben vorab zu homogenisieren und zu verdünnen. In kompakten Strukturen liegen die Zellen oft übereinander, so dass eine Quantifizierung aller Zellen ohne Vorbehandlung meist nicht möglich ist (Abbildung 13.5 (A)). Die Ermittlung der Gesamtzellzahl in einer Probe wird meist als wichtige Ergänzung zu anderen fluoreszenzmikroskopischen Methoden (FISH und andere) eingesetzt, um z. B. deren prozentualen Anteile zu ermitteln.

In Kombination mit der FISH kann zudem eine Quantifizierung von stoffwechselaktiven und inaktiven Zellen vorgenommen werden. Abbildung 13.5 (B) zeigt parallel aufgenommene Fluoreszenzaufnahmen von *Escherichia coli* (Bacteria) und *Methanospirillum hungatei* (Archaea). Hierzu wurden rotfluoreszierende Bacteria-spezifische und grünfluoreszierende Archaea-spezifische Gensonden eingesetzt. Zudem sind alle Organismen mit dem DNA-spezifischen Fluoreszenzfarbstoff DAPI (blau) gefärbt worden. Rosafärbende *Escherichia coli* oder grün- und blaufärbende *Methanospirillum hungatei* sind stoffwechselaktive Zellen, da in diesen sowohl der DNA-Farbstoff als auch die Gensonde gebunden wurde. Stoffwechsellinaktive Zellen besitzen nur wenige der Zielmoleküle für die Gensonde und zeigen daher keine spezifisch detektierbare Fluoreszenz. Daher können rein blaugefärbte Zellen als stoffwechsellinaktiv eingestuft werden.

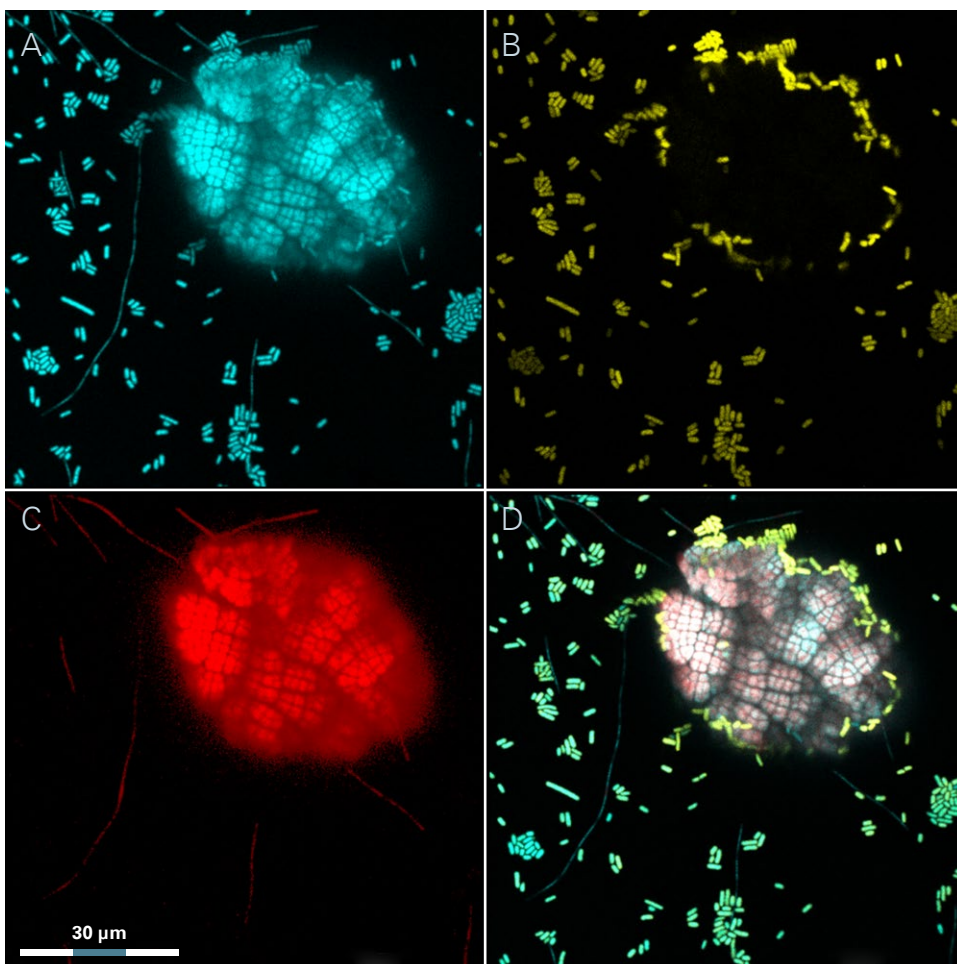


Abb. 13.5: Fluoreszenz in Situ Hybridisierung (FISH) mit einer Mischkultur
 A) Gesamtzellen mit DAPI gefärbt (blau) bestehend aus
 B) *E. coli* (gelb; FISH mit Bacteria-spezifischer Gensonde) und
 C) *Methanosarcina* spp. (rotes Zellaggregat) und *Methanospirillum* spp. (rote lange Zellen), beide mit
 einem Archaea-spezifischen FISH-Marker hybridisiert
 D) alle drei Fluoreszenzkanäle (A-C) zu einem Bild übereinandergelagert

13.2.5.2 Quantifizierung lebender und toter Bakterien (Live-Dead stain)

Nach gravierenden Störfällen durch toxische Substanzen ist es für den Kläranlagenbetrieb oft von Interesse zu wissen, ob die Bakterien geschädigt wurden. Für diesen Nachweis werden verschiedene Kits auf dem Markt angeboten, die auf ähnlichen Mechanismen beruhen: Für den Nachweis lebender, intakter Zellen wird häufig Fluorescein-Diacetat (FDA) verwendet. Das unpolare FDA ist farblos und fluoresziert selbst nicht, wird aber in der Zelle durch enzymatische Hydrolyse zu dem grün fluoreszierenden Fluorescein abgebaut und in der Zelle angereichert. Das unpolare FDA kann über die Zellwand von den Bakterien aufgenommen werden, während das gebildete Fluorescein polar ist und somit die intakte Zelle nicht verlassen kann. Die enzymatische Umwandlung durch Esterasen setzt eine lebende Zelle voraus; die toten Zellen fluoreszieren nicht. Propidiumiodid (PI) ist ein weiterer fluoreszierender interkalierender Farbstoff, der sich an DNA und RNA anlagert. PI kann nur in Bakterien mit beschädigter Zellwand eindringen, fluoresziert rot und wird daher für die Identifizierung von toten Zellen eingesetzt. Die zu untersuchenden Proben werden immer parallel mit beiden Substanzen behandelt. In Kombination mit der FISH kann zudem festgestellt werden, welche der lebenden Bakterien zu den Zielorganismen zählen (Abbildung 13.6).

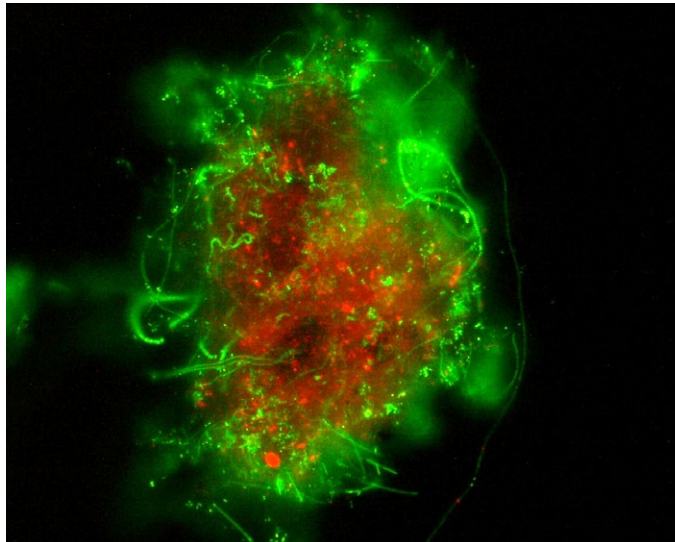


Abb. 13.6:
„Live-Dead staining“
einer Belebtschlammflocke: Bakterien im Außenbereich der Flocke grün = lebend; Bakterien im Innenbereich der Flocke rot = tot

13.2.5.3 Bestimmung der allgemeinen Stoffwechselaktivität von Bakterien

Besonders nach Störfällen kann es für den Kläranlagenbetrieb wichtig sein zu überprüfen, ob die Bakterien (unter anderem Ammonium- und/oder Nitrit-oxidierende Bakterien) ihre Stoffwechselaktivität im vollen Umfang wiedererlangt haben.

Das Verfahren ermöglicht die direkte mikroskopische Erfassung stoffwechselaktiver Mikroorganismen und gibt somit Auskunft über die Anzahl aktiver Mikroorganismen in einer Probe. Die Aktivität bestimmter Enzyme, der Dehydrogenasen, die in allen Mikroorganismen vorhanden sind, dient als Indikator für eine allgemeine Stoffwechselaktivität von Bakterien in der zu untersuchenden Probe. Hierbei wird der Redox-Farbstoff 5-Cyano-2,3-Ditolyltetrazoliumchlorid (CTC) eingesetzt. Der Nachweis erfolgt über die Reduktion des CTC durch das Elektronentransportsystem der Bakterien zu Formazankristallen, die in den Bakterienzellen fluoreszenzmikroskopisch zu erkennen sind (Abbildung 13.7). Die Gesamtzellzahl kann mittels DNA-interkalierender Fluoreszenzfarbstoffe wie DAPI oder SYTO60 ermittelt werden (Kapitel 13.2.5.1). Dadurch wird eine prozentuale Erfassung der allgemeinen Stoffwechselaktivität der betrachteten Bakterien ermöglicht. In Kombination mit der FISH kann mittels dieser Methode auch die Stoffwechselaktivität bestimmter Bakterien ermittelt/überprüft werden.

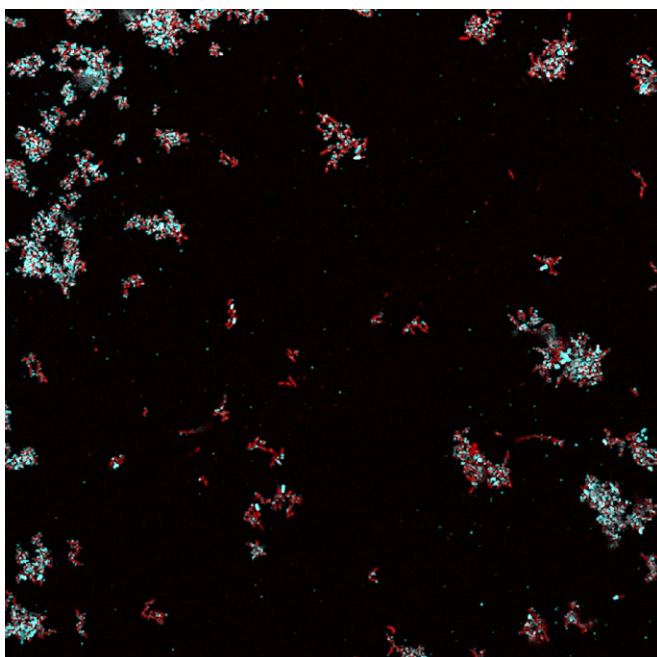


Abb. 13.7:
Fluoreszenzaufnahmen
von Bakterienkulturen,
die zur Ermittlung ihrer
Stoffwechselaktivität mit
CTC behandelt wurden
(630-fache Vergrößerung);
alle Bakterien wurden mit
dem DNA-Fluoreszenzfarb-
stoff SYTO60 (rot) gefärbt;
Zellen, die eine Stoffwech-
selaktivität zeigten, bilden
Formazankristalle in ihrem
Inneren, die hier weiß dar-
gestellt sind.

13.3 DNA-basierte Analysen zur Bestimmung der Zusammen- setzung mikrobieller Gemeinschaften

Wie dem Praktiker aus Beobachtungen und routinemäßigen chemischen Analysen bekannt ist, kommt es in der biologischen Abwasserreinigung zu ständigen Veränderungen der abiotischen Rahmenbedingungen wie z. B. der Temperatur. Zusammen mit der qualitativen und quantitativen Dynamik des Zulaufs führt dies zu einer permanenten Anpassung (= Veränderung) der Biozönose im Belebtschlamm, die mittels molekularbiologischer DNA-basierter Methoden sehr genau und eindrucksvoll dokumentiert werden kann. Dies trifft insbesondere für Bakterien aber auch für sehr kleine Protozoen zu, die mittels mikroskopischer Analyse nicht eindeutig identifiziert werden können. Jedoch kann eine genaue Identifizierung für die Auswahl einer geeigneten Maßnahme in einem Störfall entscheidend sein.

Zur Bestimmung der Zusammensetzung mikrobieller Gemeinschaften (unter anderem Bakterien oder Protozoen) wird üblicherweise auf Unterschiede in der 16S oder 18S rDNA zurückgegriffen. Diese DNA-Bereiche verfügen sowohl über hoch konservierte Genbereiche, die für ganze Organismengruppen fast identisch sind (z. B. alle Bakterien) als auch über sehr variable Genbereiche, die eine genauere Identifizierung einzelner Arten ermöglichen (z. B. *Microthrix parvicella* oder *Epistylis galea*). Die FISH Technik (siehe oben) macht sich diese Unterschiede ebenfalls zunutze.

Bei einer molekulargenetischen Analyse einer bakteriellen Biozönose werden alle unterschiedlichen 16S rRNA Gene einer Umweltprobe sequenziert, also die Abfolge der Nukleotide in der DNA bestimmt. Die erhaltenen Sequenzen werden nun mit den Sequenzinformationen für tausende Bakterien in Referenz-Gendatenbanken verglichen, sodass jeder „Treffer“ in der Datenbank für das Vorhandensein dieses Bakteriums in der Umweltprobe steht. Aus der Häufigkeit des Auftretens einer bestimmten 16S rDNA Sequenz lässt sich zudem auf ein prozentuales Auftreten dieser Bakterienart schließen. Als Ergebnis einer solchen Analyse wird eine Liste generiert, welche die relativen Häufigkeiten aller vorhandenen Bakterien einer Umweltprobe auflistet. Das Ergebnis lässt sich tabellarisch oder grafisch darstellen (z. B. „Kronadiagramm“; Abbildung 13.8). Ähnlich einem

Tortendiagramm werden bei einem Kronadiagramm auf unterschiedlicher systematischer Hierarchieebene (die konzentrischen Kreise) die prozentuellen Anteile der identifizierten Bakterien an der gesamten bakteriellen Gemeinschaft ausgewiesen. Interessant ist dabei auch, für wieviel Prozent der genetischen Information keine Treffer in der Datenbank erzielt wurden (Segment „no reactive“), was bedeutet, dass für diesen Anteil der 16S rDNA-Sequenzen keine Zuordnung zu einem (bekanntem) Bakterium erfolgen kann.

Eine ähnliche Vorgehensweise kann auch für die Bestimmung der Protozoen in einer Umweltprobe angewendet werden. Hierbei werden alle 18S rRNA Gene sequenziert.

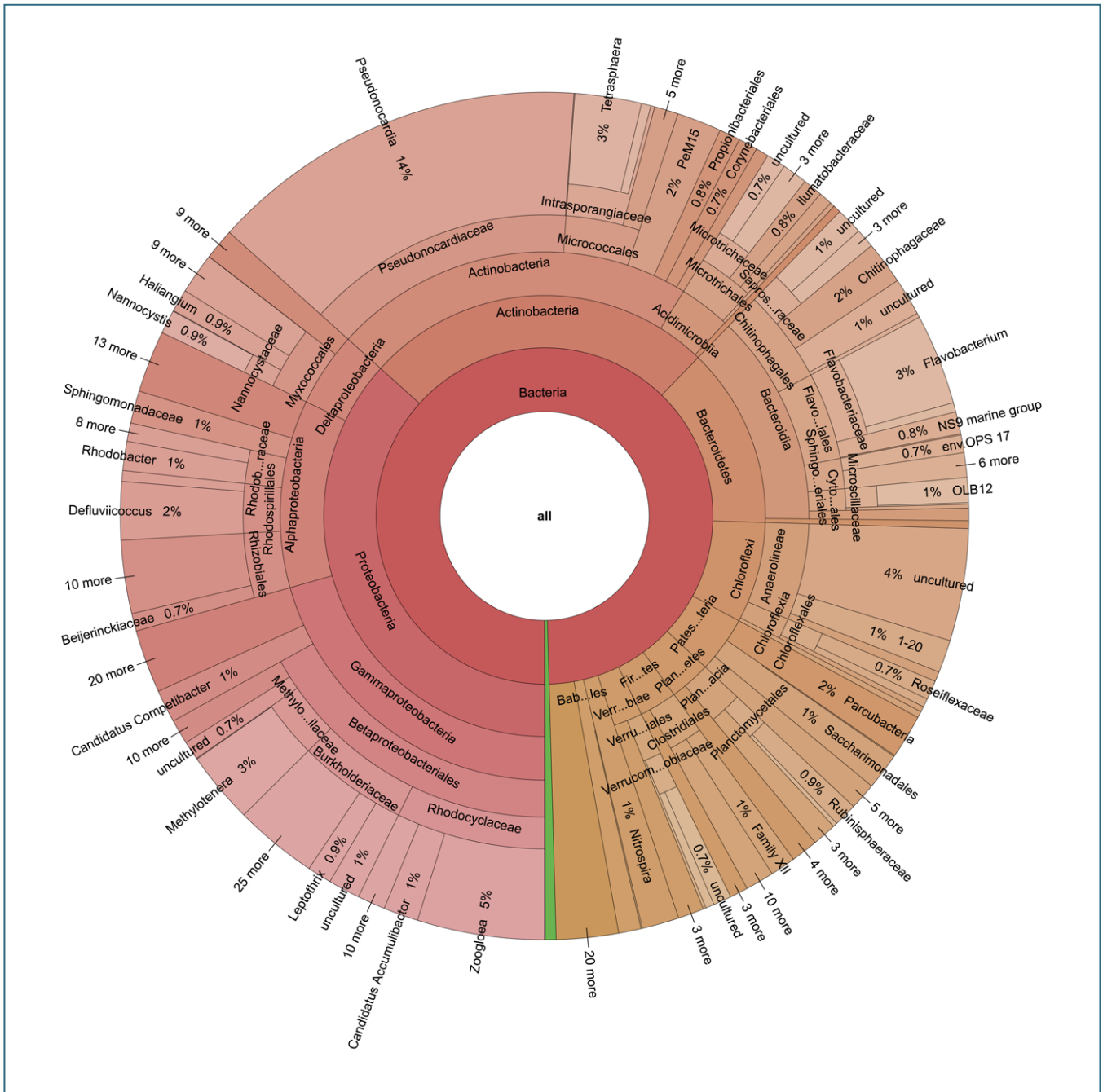


Abb. 13.8: Beispiel für die Darstellung der Ergebnisse einer 16S rDNA Analyse einer Belebtschlamm-Probe einer kommunalen Kläranlage zur Untersuchung der Bakterienvielfalt („Kronadiagramm“)

Fachausdrücke / Glossar

Kapitel 14

Fachausdrücke / Glossar

246

14

14 FACHAUSDRÜCKE / GLOSSAR

AB-Verfahren

Zweistufiges Belebungsverfahren, bei dem in der ersten hochbelasteten Stufe vor allem organische Verbindungen abgebaut werden, während in der nachfolgenden Niedriglaststufe überwiegend Nitrifikation und Denitrifikation stattfinden.

absorbieren

aufnehmen, einlagern, aufsaugen

adsorbieren

anlagern (z. B. Nährstoffe an die \Rightarrow EPS von Bakterien)

aerob (bei der Abwasserreinigung)

Sauerstoff ist im Abwasser in gasförmigem und gelöstem Zustand, z. B. durch Lufteintrag, vorhanden; Voraussetzung für den Abbau organischer Verschmutzungen und für die Nitrifikation; Abwasserreinigung mit Hilfe von Sauerstoff = aerobe Abwasserreinigung; Gegensatz \Rightarrow anaerob

Ammoniumoxidierer

wandeln Ammonium zu Nitrit um unter Anwesenheit von O_2 (erste Stufe der \Rightarrow Nitrifikation), z. B. *Nitrosomonas* und *Nitrospira*

anaerob (bei der Abwasserreinigung)

Sauerstoff ist im Abwasser weder in gasförmigem noch in gelöstem Zustand vorhanden, auch chemisch gebundener Sauerstoff (z. B. in Nitrat oder Nitrit) fehlt; die biologische Phosphoreliminationsstufe erfordert anaerobe Verhältnisse

anoxisch (bei der Abwasserreinigung)

Sauerstoff ist nur in chemisch gebundener Form vorhanden, z. B. als Nitrat; Voraussetzung für die Denitrifikation

Art

Die naturwissenschaftliche Systematik ordnet alle Lebewesen nach gemeinsamen Merkmalen z. B. in Stämme, Klassen, Ordnungen, Familien, Gattungen und Arten; eine Art umfasst alle Individuen, die sich untereinander vermehren können und deren Nachkommen sich gleichfalls untereinander vermehren können; die Art ist die grundlegende, systematische Einheit; jedes Lebewesen wird mit einem zweiteiligen lateinischen Namen bezeichnet, wobei der erste die Gattung und der zweite die Art kennzeichnet, z. B. *Vorticella campanula*.

Assimilation

Fähigkeit von lebenden Organismen, mittels gezielten Stoffwechselprozessen unter Energieaufwand aus anorganischen und organischen Nährstoffen zelleigene Bestandteile aufzubauen

Aufwuchs

Auf der Oberfläche unbelebter oder belebter Partikel, wie z. B. auf fadenförmigen Bakterien, haften andere, einzellige Bakterien oder kleine Flockenteile an.

autotroph

Autotrophe Organismen sind in der Lage, aus anorganischen Verbindungen (Kohlendioxid) für ihren Körperaufbau organische Verbindungen zu bilden; Beispiele: Pflanzen, Algen, einige Bakterien (photoautotroph) oder Schwefel-, Nitrit-, Nitrat-, Eisenbakterien (chemoautotroph); Gegensatz \Rightarrow heterotroph.

Blähschlamm

Bezeichnung für voluminösen, schlecht absetzbaren belebten Schlamm, dessen \Rightarrow Schlammindex größer als 150 ml/g ist; Blähschlamm wird durch massenhaftes Vorkommen fadenförmiger Mikroorganismen verursacht (\Rightarrow Fadenbakterien).

Biofilm

Anlagerung von aktiven und inaktiven Mikroorganismen in anorganischer und organischer Matrix an Grenzflächen (z. B. an Tropfkörperfüllmaterial, Walzen von Rotationsstauchkörpern oder Kanalinnenwänden); die Entwicklung von Biofilmen ist unter

anderem abhängig von der Aufwuchsfläche, den Abwasserinhaltsstoffen, der Temperatur und hydrodynamischen Bedingungen; Biofilme enthalten 70–95 % Wasser und können aerobe und anaerobe Bereiche aufweisen; sie bestehen ferner aus extrazellulären polymeren Substanzen (Schleimen), in die weitere organische und anorganische Partikel eingelagert sein können.

biogene Belüftung

In Abwasserteichen produzieren Algen während des Tages durch Photosynthese (Assimilation) mehr Sauerstoff als sie veratmen; der Sauerstoffüberschuss kann zum biologischen Abbau der organischen Schmutzstoffe dienen; er ist aber nicht berechenbar, weil er von der Lichteinstrahlung und der Gesamtmasse der Algen abhängt.

Biomasse

Gesamtmasse der in einem System lebenden \Rightarrow Organismen

biologische Phosphor-Elimination (Bio-P-Elimination)

Phosphor wird als lebensnotwendiges Element im Energie- und Baustoffwechsel benötigt und von den Organismen gezielt aufgenommen, dem Abwasser wird somit Phosphor entzogen und im Belebtschlamm gebunden; für die gezielte Bio-P-Elimination ist ein Wechsel zwischen einem anaeroben (Bio-P-Stufe) und aeroben Milieu (z. B. Nitrifikationsstufe) erforderlich; hierdurch nehmen Polyphosphat-akkumulierende Mikroorganismen vermehrt Phosphor auf, der mit dem Überschussschlamm aus dem System entnommen werden kann.

Biopolymer

durch biologische Aufbauprozesse entstandene Verbindungen, deren Einzelbestandteile kettenförmig aneinander gereiht sind, z. B. Cellulose oder Stärke; siehe \Rightarrow EPS

Biotop

Lebensraum bestimmter Lebewesen einer Gemeinschaft, einer \Rightarrow Biozönose

Biozönose

Gemeinschaft von Lebewesen in einem Lebensraum \Rightarrow Biotop, charakterisiert durch die Zahl der beteiligten \Rightarrow Arten, der \Rightarrow Individuenzahl und ihrer Verteilung in diesem Raum

BSB-Bakterien

Anteil der Bakterien, der biologisch abbaubares organisches Substrat verwertet und chemoheterotroph zur Energiegewinnung und zum Zellaufbau nutzen kann

BSB₅-Schlammbelastung (= B_{TS})

BSB₅-Schlammbelastung (kg/(kg \times d)) ist ein Kennwert für die Belastung des biologischen Teiles beim Belevungsverfahren; sie ergibt sich aus der BSB₅-Fracht in kg, die der Gesamtmasse des Schlammes in kg Trockensubstanz im Belevungsbecken täglich zum Abbau zugeführt wird; für eine biologische Reinigung mit weitgehendem Abbau der organischen Verschmutzung ist eine BSB₅-Schlammbelastung von weniger als 0,4 kg/(kg \times d) erforderlich; Verfahren mit N- und Bio-P-Elimination benötigen in der Regel BSB₅-Schlammbelastungen unter 0,10 kg/(kg \times d).

BSB-Veratmung

Stoffwechselprozess, bei dem energiereiche organische Substrate im aeroben Milieu, d.h. unter Mitwirkung von Sauerstoff, in die sehr energiearmen Endprodukte CO₂ und Wasser umgewandelt (oxidiert) werden

B_{TS}

entspricht der \Rightarrow BSB₅-Schlammbelastung

CFD = Computational Fluid Dynamics

mittels Computerprogrammen durchgeführte Strömungsmodellierungen bei Verteilerbauwerken, Belevungs- oder Nachklärbecken; im Arbeitsblatt DWA-A 131 (2016) finden sich weitergehende Erläuterungen

chemotroph

Ernährungsweise, bei der die Stoffwechselenergie aus der Oxidation von organischen (\Rightarrow chemoheterotroph) oder anorganischen Verbindungen (\Rightarrow chemoautotroph) gewonnen wird, die der Organismus aus seiner Umgebung aufnehmen muss; Gegensatz \Rightarrow phototroph.

chemoautotroph

Ernährungsweise, bei der die Stoffwechselenergie aus der Oxidation anorganischer Verbindungen (unter anderem Kohlendioxid, Wasser, Ammonium, Schwefel) bezogen wird; diese Energie nutzen diese Organismen, um organische Substanzen aus Kohlendioxid aufzubauen; Beispiele: schwefeloxidierende Bakterien, Nitrifikanten; vergleiche ⇒ autotroph.

chemoheterotroph

Ernährungsweise, bei der die Stoffwechselenergie aus der Oxidation organischer Verbindungen bezogen wird; die aufgenommenen organischen Verbindungen werden auch für den Aufbau körpereigener Stoffe benötigt; Beispiele: Tiere, Pilze, einige Bakterien; vergleiche ⇒ heterotroph.

Chlorophyll

grüner Farbstoff in Zellen von Pflanzen und manchen Bakterien

Chloroplasten

⇒ Zellorganellen mit ⇒ Chlorophyll, in denen ⇒ Photosynthese stattfindet

Ciliaten

Wimpertierchen, gehören zu den höheren Einzellern (⇒ Protozoen)

Cilien

„Wimpern“, d. h. haarähnliche Körperanhänge z. B. bei Ciliaten (Wimpertierchen), die der Fortbewegung und dem Nahrungserwerb dienen

Cirren

Mehrere Cilien (Wimpern) bilden funktionelle Einheiten, die hauptsächlich der Fortbewegung dienen, z. B. bei *Aspidisca*- und *Euplotes*-Arten.

Cyanobakterien

Name für ⇒ phototrophe Bakterien, die früher wegen ihrer Färbung „Blaualgen“ genannt wurden.

Dauerzelle (Cyste)

Abgerundete Zelle mit einer festen Zellwand, die manche höheren Einzeller, z. B. Wimpertierchen, bilden, wenn sie ungünstigen Lebensbedingungen ausgesetzt sind; im encystierten Zustand können diese Organismen längere Zeit ohne Nahrungsaufnahme überdauern.

Denitrifikanten

Gruppe heterotropher Bakterien, die unter anoxischen Bedingungen Nitrat über Nitrit zu Stickstoff reduzieren.

Detritus

In der Ökologie ist Detritus („Zerreibsel“) im weiteren Sinn jede Form von nicht-lebender organischer Materie; darunter fallen einerseits Ausscheidungen, die von Lebewesen produziert werden; andererseits sind es die abgestorbenen Überreste der Lebewesen (Bakterien, Pilze, Pflanzen, Tiere) selbst und deren Zerfallsprodukte; spezialisierte Organismen („Detritusfresser“) können daraus wieder Bausteine (unter anderem Zucker, Aminosäuren, Fettbestandteile) zurückgewinnen, um ihren Stoffwechsel zu betreiben und zu wachsen.

DIC (Differentieller Interferenzkontrast)

Anspruchsvolles optisches Kontrastverfahren, benötigt Köhler'sche Beleuchtung; über ein Polarisationsfilter und ein „Wollaston“-Prisma wird das Licht in zwei senkrecht zueinander polarisierte Teilstrahlen aufgespalten, die nach Passage durch das Präparat und die Objektivlinse wieder mit einem Wollaston-Prisma zusammengeführt werden und ein spezielles kontrastierendes Abbild erzeugen; mit dieser Methode können feinste Zellstrukturen sichtbar gemacht werden, was bei manchen Organismen für eine Detailbestimmung notwendig ist; Methode wird für bestimmte Fragestellungen von spezialisierten Labors angewendet, ist im täglichen Einsatz auf Kläranlagen aber nicht notwendig (teuer, spezielles Equipment erforderlich).

Diskus

Ausstülpbarer Zellbereich mit Wimpernfeld, der im Mundbereich einiger festsitzender Wimpertierchen vorkommt; anhand dieses Merkmales ist beispielsweise *Opercularia* spp. von *Epistylis* spp. zu unterscheiden.

DNA (deutsch: DNS)

Desoxyribonukleinsäure; Erbsubstanz

Eigenüberwachung

Betreiber bayerischer Kläranlagen sind gemäß Eigenüberwachungsverordnung verpflichtet, die Betriebsbedingungen sowie die chemischen und biologischen Prozessparameter sowohl in der Kläranlage als auch am Ablauf regelmäßig zu messen und in das Betriebstagebuch einzutragen.

Enzym

Makromolekül, meist eine Eiweißverbindung, das als Biokatalysator biochemische Reaktionen ermöglicht oder beschleunigt (z. B. Aufspaltung der Fette durch das Enzym Lipase)

EPS

Extrazelluläre polymere Substanzen, „Schleimhülle“ der Bakterien, „Biopolymer“; eine Vielzahl verschiedener Substanzen, die von den Bakterien gebildet und abgesondert werden wie Polysaccharide, Proteine, Enzyme, Glykoproteine, Lipide, Glycolipide, DNA etc.; diese EPS-Matrix kann bis zu 97 Gew.-% aus Wasser bestehen, ihre Funktion ist noch nicht vollends geklärt; die EPS-Matrix, sei es direkt um ein Bakterium oder als Biofilm, besitzt Schutzeigenschaften gegenüber Temperaturschwankungen, Schadstoffen und UV-Strahlung; in ihr reichern sich Nährstoffe für die Bakterien an, sie begünstigt den Genaustausch und kann zur Erhöhung von Resistenzen unter anderem gegenüber Antibiotika beitragen.

Eukaryonten

Bezeichnung für höher organisierte Organismen, deren Erbmaterial mit einer schützenden Hülle umgeben ist (⇒ Kern, Zellkern; ⇒ Mikro- und Makronukleus).

Exuvie

Als Exuvie wird die beim Häutungsprozess abgestreifte Haut bezeichnet; die ursprünglich verhärteten Teile der Haut sind auch bei der Exuvie noch gut erkennbar, wie etwa beim Bärtierchen.

Fadenförmige Bakterien

Bakterien mit „fadenförmigem“ Wuchs, der durch eine Aneinanderreihung von Einzelzellen und Zellteilung in nur eine Richtung entsteht (die Zellen lösen sich nach der Zellteilung nicht voneinander); Verursacher von ⇒ Blähschlamm und ⇒ Schwimmschlamm sowie ⇒ Schaumereignissen in Belebungs- und Nachklärbecken.

Fädigkeit

Charakterisiert die Struktur der Belebtschlammflocke hinsichtlich der Anzahl ⇒ fadenförmiger Bakterien; um Veränderungen der Schlammzusammensetzung verfolgen zu können, ist es erforderlich, die Fädigkeit regelmäßig mikroskopisch zu bestimmen; da eine genaue Zählung der fadenförmigen Bakterien sehr aufwändig ist, wird deren Fädigkeit abgeschätzt und vier Kategorien zugeteilt; die Gesamtfädigkeit ergibt sich aus der Betrachtung aller fadenförmigen Organismen; da fadenförmige Bakterien oft in die Flocke eingebunden sind sowie zur genauen Bestimmung ist eine ⇒ Gram- und/oder ⇒ Neisserfärbung erforderlich; bei Auftreten von Schwimmschlamm ist auch der aufschwimmende Schlamm in die Untersuchung und Bewertung der Fädigkeit mit einzubeziehen.

Färbung

Zur Unterscheidung und Bestimmung von Organismen werden diese mit Farbstoffen eingefärbt; fast alle Färbemethoden beruhen darauf, dass bestimmte Zellbestandteile Farbstoffe, z. B. Methylenblau, besser annehmen als andere; die für das mikroskopische Bild wichtigsten Färbungen für Bakterien sind die ⇒ Gramfärbung und die ⇒ Neisserfärbung.

Filtrierer

Bezeichnung für Lebewesen, die sich durch Bewegen von Wimpern Nahrungsteilchen herbeistrudeln und diese aus dem umgebenden Wasser herausfiltrieren, z. B. Rädertiere, denen Bakterien und Algen als Nahrung dienen.

Flagellaten

Geißeltierchen, gehören zu den höheren Einzellern (⇒ Protozoen)

FISH-Kit

Chemikalien-Set zur Durchführung der Fluoreszenz in situ Hybridisierung (FISH = Fluoreszenz-in-situ-Hybridisierung)

Gattung

Systematische Einheit in der Biologie; der Gattungsname entspricht dem ersten Teil des zweiteiligen lateinischen Namens eines Lebewesens; für die Bestimmung des mikroskopischen Bildes ist es mitunter ausreichend, die Gattung zu erkennen, z. B. *Epistylis*.

Generationszeit

Bakterien und höhere Einzeller (⇒ Protozoen) vermehren sich durch Zellteilung; die für einen Teilungszyklus benötigte Zeit ist die Generationszeit; sie ist von verschiedenen Faktoren abhängig, z. B. von der Temperatur und beträgt bei Bakterien oft nur einige Minuten bis Stunden; bei ⇒ Metazoen kann hingegen die Entwicklung einer neuen Generation einige Tage dauern.

Gramfärbung

Der Aufbau der ⇒ Zellwand von Bakterien ist für das Ergebnis der Gramfärbung verantwortlich; die Bakterien werden während der Färbung mit Kristallviolett, einer Jodlösung, Alkohol und Safranin behandelt; Gram-positive Bakterien lagern den Kristallviolett-Jodfarbstoffkomplex ein und färben sich dann dunkelblau bis violett, Gram-negative Bakterien werden durch Alkohol entfärbt und mit Safranin rot gegengefärbt.

Granula

meist kugelförmige Einschlüsse von Reserve- und Speicherstoffen in Bakterienzellen (z. B. Polyphosphat, elementarer Schwefel)

Häufigkeit

Anzahl von Organismen einer Gattung oder Art in einer Probe des mikroskopischen Bildes; der Mittelwert der untersuchten Stichproben (je 25 µl) gibt dann einen Überblick über die ungefähre Anzahl dieser Organismen im belebten Schlamm oder Biofilm.

heterotroph

Heterotrophe Organismen müssen für den Aufbau eigener organischer Stoffe (Kohlenhydrate, Fette, Eiweiße) organische Kohlenstoffverbindungen assimilieren, also von außen aufnehmen, da sie diese Verbindungen selbst nicht herstellen können; Beispiele: Tiere, Pilze und viele Bakterien; Gegensatz ⇒ autotroph.

hydrophob

wasserabweisend; z. B. Bakterienoberflächen, die fettähnliche Stoffe, wie Lipide oder Wachse einlagern; Gegenteil ⇒ hydrophil

hydrophil

wasseranziehend; z. B. Stoffe, die sich gut mit Wasser mischen lassen, wie Alkohol; Gegenteil ⇒ hydrophob

Impföse

Stäbchenförmiges Instrument mit einem Ring am Ende, der ein Probenvolumen von 10 µl aufnehmen kann; damit kann ein definiertes (z. B. 10 µl) Probenvolumen auf den Objektträger aufgebracht werden; soll künftig abgelöst werden durch das Verwenden von Pipetten mit variabel einstellbarem Probenvolumen, z. B. 25 µl.

Individuum

Einzelwesen

Indikator-Organismus

Zeigerorganismus, der nur unter bestimmten, abgegrenzten Umweltverhältnissen leben kann, z. B. *Coleps* spp. im schwachbelasteten belebten Schlamm; wird ein bestimmter Zeigerorganismus gefunden, kann daraus auf die herrschenden Umweltbedingungen geschlossen werden.

Indirekteinleiter

Gewerblicher oder industrieller Einleiter von Abwasser in öffentliche Abwasseranlagen; Indirekteinleiter dürfen nach den Entwässerungssatzungen oder nach den wasserrechtlichen Bestimmungen gemäß § 7a WHG nur solches Abwasser in öffentliche Abwasseranlagen ableiten, das den Reinigungsbetrieb in der Kläranlage nicht beeinträchtigt.

Kaumagen

Bezeichnung für einen Teil des Verdauungsapparates der Rädertiere, in dem sich verhärtete Leisten befinden, die die aufgenommene Nahrung zerkleinern.

Kern (= Nukleus)

Bestandteil jeder Zelle bei \Rightarrow Eukaryonten, der die Erbinformationen enthält (genetisches Material \Rightarrow DNA).

Kolmation

Verringerung der Durchlässigkeit des Bodens (z. B. durch Verstopfung der Poren durch Eintrag von mineralischem oder biologischem Feinmaterial, sowie chemisch, physikalisch oder biologisch induzierte Verdichtung und Verhärtung des Bodengerüstes)

Konjugation

sexuelle Fortpflanzung bei Einzellern

Konkurrenz

entsteht z. B. zwischen zwei \Rightarrow Organismenarten, wenn diese gleiche oder sehr ähnliche Umweltansprüche haben (z. B. dieselbe Nahrungsquelle, die nur in begrenztem Maße zur Verfügung steht).

Konkurrenzdruck

Lebewesen bilden im Idealfall in ihrer Umgebung Lebensgemeinschaften im Gleichgewichtszustand, sie können dann miteinander existieren \Rightarrow Konkurrenz; ist z. B. durch veränderte Umweltbedingungen der Konkurrenzdruck auf eine Art durch eine andere zu groß, wird die erste Art in ihrem Wachstum eingeschränkt und eventuell aus der Lebensgemeinschaft verdrängt.

kontraktile Vakuole

zusammenziehbares Bläschen im Zellkörper der Wimpertierchen, über das flüssige Stoffe nach außen abgeschieden werden, ähnlich der Niere bei höheren Lebewesen

LPS

Lipopolysaccharide, sind Bausteine in der äußeren Zellwandmembran bei Gram-negativen Bakterienarten

Makronukleus

Großkern zur Steuerung der vegetativen Stoffwechselvorgänge in der Zelle bei Ciliaten

Makroorganismen

Lebewesen, die wegen ihrer Größe mit bloßem Auge ohne zusätzliche Vergrößerung (z. B. mit dem Mikroskop) erkannt werden können, z. B. Borstenwürmer

Metazoen

vielzellige Lebewesen, deren Zellen unterschiedliche Aufgaben erfüllen, z. B. Rädertiere

Methanbakterien

Gruppe von Bakterien, die unter Sauerstoffausschluss (\Rightarrow anaerob) aus Gärprodukten wie Acetat, Kohlendioxid und Wasserstoff Methangas bilden; Methanbakterien leben z. B. im Faulturn

Mikroliter

Maßeinheit von 1/1.000 Milliliter = μ l

Mikrometer

Maßeinheit von 1/1.000 Millimeter = μ m

Mikronukleus

Kleinkern zur Steuerung der generativen (sexuellen) Fortpflanzung bei Ciliaten

Mikroorganismen

Lebewesen, die so klein sind, dass sie nur durch zusätzliche Vergrößerung (z. B. mit dem Mikroskop) erkannt werden können

Morphologische Merkmale

Merkmale des äußeren Erscheinungsbildes, Gestaltmerkmale

Myonem

Strukturen, ähnlich einer Muskelfaser, die kontraktile Eigenschaften besitzen; mit Hilfe des Myonems, ihrem „Stielmuskel“, können sich z. B. einige festsitzende Glockentierchen sehr rasch zurückziehen.

Nährstoffelimination (N- und P-Elimination)

weitgehende Verringerung der Konzentration von Stickstoff- und Phosphorverbindungen im Abwasser durch unterschiedliche Verfahrenstechniken in biologischen Kläranlagen

Nährstoffverhältnis

für das optimale Wachstum der schmutzstoffabbauenden Mikroorganismen erforderliches Verhältnis von Kohlenstoff zu Stickstoff zu Phosphor (C:N:P-Verhältnis); als Faustregel für ein optimales C:N:P-Verhältnis gilt 100:5:1 (siehe auch Kapitel 9.1.2)

Nahrungsvakuole

Nahrungspartikel werden bei ⇒ Protozoen in Nahrungsvakuolen eingeschlossen, in denen durch Zugabe von ⇒ Enzymen die Verdauung erfolgt.

Neisserfärbung

Mit Hilfe der Neisserfärbung werden Polyphosphatgranula, die Bakterien als Reservestoff dienen, dunkel gefärbt und sind damit besser erkennbar; die Farbstoffe sind z. B. Methylenblau und Kristallviolett; Neisser-negative Bakterien färben sich hellgelb, Neisser-positive Bakterien enthalten dunkle ⇒ Granula oder färben sich bei manchen Bakterien insgesamt graublau.

Nitrifikanten

Gruppe von ⇒ autotrophen Bakterien, die unter ⇒ aeroben Bedingungen Ammonium zu Nitrat oxidieren

Nitritoxidierer

wandeln Nitrit zu Nitrat unter Anwesenheit von O₂ (zweite Stufe der Nitrifikation) um, z. B. *Nitrobacter* und *Nitrospira*

Organismus

Lebewesen

phänotypisch

das äußere Erscheinungsbild betreffend

Photosynthese

Fähigkeit, Lichtenergie in Stoffwechselenergie umzuwandeln; mittels ⇒ Chlorophyll werden Lichtquanten in biochemischen Redoxprozessen so verwertet, dass zelleigene Energieträger regeneriert werden; in Pflanzen und Algen findet das in ⇒ Chloroplasten statt, in photosynthetischen Bakterien und Blaualgen geschieht das an chlorophyllhaltigen Membranen (siehe ⇒ biogene Belüftung).

phototroph

Phototrophe Organismen nutzen für die Gewinnung der zum Leben notwendigen Stoffwechselenergie das direkte Sonnenlicht als Energiequelle (Pflanzen, Algen, einige Bakterien); Gegensatz ⇒ chemotroph.

photoautotroph

Ernährungsweise, bei der die Stoffwechselenergie direkt aus der Sonnenenergie bezogen wird; die so gewonnene Stoffwechselenergie nutzen diese Organismen, um organische Substanzen aus Kohlendioxid aufzubauen.

physiologisch

biochemische Stoffwechselvorgänge, den Körper betreffend

Phytoplankton

pflanzliche, \Rightarrow phototrophe Organismen des \Rightarrow Planktons, andere Bezeichnung für freischwebende Algen

Plankton

Sammelbezeichnung für im Wasser freischwebende Lebewesen

Plasma

flüssiger Bestandteil des Zellinneren

Primärkonsumenten

filtrierende und weidende Kleinstlebewesen, die sich von Algen und Bakterien ernähren, wie z. B. Glockentierchen und manche Rädertiere

Primärproduzenten

Pflanzen und \Rightarrow phototrophe Bakterien stellen aus Kohlendioxid und Lichtenergie energiereichere organische Verbindungen her.

Prokaryonten

Bezeichnung für Bakterien und \Rightarrow Cyanobakterien, deren Erbmateriale sich ohne schützende Kernhülle in der Zelle befindet

Protein

Eiweißverbindungen; aus Aminosäuren aufgebaut

Protozoen

einzellige höhere Organismen mit Zellkern \Rightarrow Eukaryonten, z. B. Wimpertierchen, Amöben, Geißeltierchen

Pseudopodien

lateinisches Wort für Scheinfüßchen, bei denen es sich um vorübergehend gebildete Plasmafortsätze handelt; typisches Merkmal von Amöben

Reuse

Besondere Anordnung von stäbchenförmigen Strukturen im Zellmundbereich von z. B. *Chilodonella* oder Holophryiden; im Mikroskop erscheint die Reuse (oder das Schlundrohr) röhren- bis trichterförmig.

Saprobie (Intensität der Abbauprozesse, „Verschmutzungsgrad“)

Biomasse der unter Sauerstoffverbrauch abbaubaren organischen Inhaltstoffe im Wasser und Umsatz der \Rightarrow heterotrophen Organismen, wie z. B. Pilze, Bakterien, die sich von organischen Verbindungen ernähren.

Saprobienindex

\Rightarrow Mikro- und \Rightarrow Makroorganismen werden als Anzeiger der \Rightarrow Saprobie verwendet; der Saprobienindex geht in die Gewässerbewertung ein.

Saprophytisch

sich von organischer Substanz oder abgestorbenem Zellmaterial ernährend

Säurekapazität $K_{S4,3}$

Mit Säurekapazität $K_{S4,3}$ wird der Verbrauch an H^+ -Ionen bezeichnet, der erforderlich ist, um einen pH-Wert von 4,3 einzustellen.

Schaum

Schaum kann sich nach Schwellen in Becken oder Abstürzen in Gerinnen aus im Abwasser enthaltenen oberflächenaktiven Substanzen wie Tensiden oder durch Zersetzung von \Rightarrow Proteinen bilden; Schaum entsteht auch durch \Rightarrow hydrophobe Bestandteile wie Fette und Öle oder bestimmte Mikroorganismen mit hydrophober Oberfläche (z. B. „*Nocardia*“, *Microthrix parvicella*), die auf der Oberfläche von Belüftungs- oder Nachklärbecken nach Anlagerung von Gasbläschen aus der Denitrifikation oder Belüftung schwimmen; vergleiche \Rightarrow Schwimmschlamm.

Schlammindex (ISV)

Der Index Schlammvolumen (ISV) gibt an, welches Volumen (in ml) 1 Gramm abgesetzter belebter Schlamm (als Trockensubstanz) nach 30 Minuten Absetzzeit einnimmt.

Schlammalter (aerob)

Das \Rightarrow aerobe Schlammalter t_{TS} in Tagen (d) ist ein Kennwert zur Bemessung und

zum Betrieb von Belebungsanlagen; entspricht der mittleren Aufenthaltszeit einer Schlammflocke im belüfteten Belebungsbecken bis zur Entnahme als Überschussschlamm; das Schlammalter ergibt sich aus der Masse der Feststoffe im Belebungsbecken in kg, geteilt durch die tägliche Überschussschlammproduktion in kg/d.

Schlammbelastung

⇒ BSB₅-Schlammbelastung

Schwärmerzellen

Freigesetzte freischwimmende Formen von sonst festsitzenden Wimpertierchen; je nach Ursache unterscheidet man ⇒ Totalschwärmer und ⇒ Vermehrungsschwärmer.

Schwimmschlamm

Auf der Oberfläche von Belebungs- oder Nachklärbecken schwimmender, leichter Schlamm, der z. B. durch massenhaftes Wachstum von „*Nocardia*“ oder *Microthrix parvicella* entstehen kann; vergleiche ⇒ Schaum.

Scheinfüßchen

⇒ Pseudopodien

Sekundärkonsument

Organismen, die sich von ⇒ Primärkonsumenten ernähren, z. B. Räuber wie Amphileptiden, Holophryiden, *Plagiocampa*.

Selbstreinigung in Gewässern

Gewässer sind in der Lage, Schmutzstoffe bis zu einem bestimmten Grad durch ihre eigene ⇒ Biozönose abzubauen; diese Biozönose besteht aus ⇒ Mikro- und ⇒ Makroorganismen, die hauptsächlich in ⇒ Biofilmen leben, z. B. auf Steinen und in nährstoffreicheren Fließgewässern, aber auch bis zu einem bestimmten Umfang in frei schwebenden Flocken.

Selektor

Vorgeschaltetes, hochbelastetes Becken, in dem sich Rücklaufschlamm und Abwasserzulauf intensiv durchmischen; der aerobe Selektor wird als Maßnahme zur Blähschlammbekämpfung eingesetzt; in Kläranlagen mit ⇒ biologischer Phosphor-Elimination übernimmt das vorgeschaltete Bio-P-Becken oft ungewollt die Funktion eines anaeroben Selektors.

sessil

an Substrat oder Flocke festsitzende Organismen, z. B. Glockentierchen, Sauginfusorien

Simultanfällung

Verfahren zur Phosphorfällung, bei dem die Fällmittelzugabe im Belebungsbecken, dessen Zulauf oder im Zulauf zur Nachklärung erfolgt (Fällschlamm wird zusammen mit dem Belebtschlamm im Nachklärbecken abgetrennt).

Summe Markierungen aus MB und FB

Der aus dem Formblatt „Dokumentation MB“ in das Formblatt „Bewertung MB“ übertragene Zahlenwert für Häufigkeit, Vorkommen oder Fädigkeit (H/V/F) wird für jeden Mikroorganismus mit den Indikationszahlenwerten in der jeweiligen Zeile abgeprüft auf die Bedingung: „Matrixwert gleich oder kleiner Zahlenwert H/V/F“; bei Zahlengleichheit oder kleineren Werten wird die entsprechende Zelle in der Matrix markiert; für die Bewertung des in der zugehörigen Spalte gültigen Kriteriums der allgemeinen und speziellen Betriebsverhältnisse wird dann die Anzahl („Treffer“) der in der Spalte markierten Zellen aufsummiert, sie wird als Zwischenwert in der Zeile „Anzahl Markierungen mikr. Bild (MB)“ angegeben; zusammen mit einem gegebenenfalls aus der Fadenbakterienbetrachtung ermittelten Wert (Eintragung in der Zeile „Anzahl Markierungen Fadenb. (FB) Übertrag“) wird die Gesamtsumme gebildet und im oberen Teil des Formblatts in der Zeile „Summe Markierungen aus MB und FB“ in der für das betreffende Kriterium zugeordneten Zelle automatisch eingetragen.

Spezies

Art; Gruppe von Lebewesen, die sich untereinander fortpflanzen können; Einheit in der biologischen Systematik

sp.

Abkürzung für eine Spezies (⇒ Art) einer ⇒ Gattung

spp.

Abkürzung für mehrere Spezies (⇒ Arten) einer Gattung; wird in der biologischen Systematik verwendet, wenn nur die Gattung, nicht aber die einzelnen zur Gattung gehörenden Arten bestimmt werden, z. B. *Euplotes* spp.

Spore

Überdauerungs- und Fortpflanzungsform, z. B. bei Pilzen und Bakterien; Sporen enthalten viele Eiweißstoffe und wenig Wasser; sie besitzen einen hohen Brechungsindex; Sporen von Bakterien fallen im Mikroskop als lichtbrechende helle Partikel auf.

Spurenelemente

Das Wachstum der meisten Mikroorganismen ist an Wasser und darin gelöste Stoffe gebunden; neben den Grundelementen, wie z. B. Kohlenstoff, Sauerstoff und Stickstoff werden auch Elemente „in Spuren“ benötigt, wie z. B. Mangan, Zink, Kupfer, Selen; solche Mikronährstoffe werden als Spurenelemente bezeichnet.

Stoßbelastung

kurzzeitige Belastung einer Kläranlage mit hochkonzentrierten Abwasserverschmutzungen oder kurzzeitige hydraulische Belastung

Substratkonzentration

Angebot an Nährstoffen in einem bestimmten Volumen, das ⇒ Mikroorganismen zur Aufnahme zur Verfügung steht

Substratgradient

Konzentrationsgefälle oder -anstieg der Nährstoffe entlang der Fließstrecke; ein Substratgradient wird zur Bekämpfung bestimmter Fadenbakterien empfohlen und kann z. B. durch eine Vor-Kopf-Beschickung oder durch einen vorgeschalteten ⇒ Selektor erreicht werden.

Symbiose

Lebensgemeinschaft von zwei verschiedenen Organismen zum gegenseitigen Nutzen der beteiligten Partner; die Symbiose kann der Ernährung (z. B. Fixierung von Stickstoff durch Bakterien in Wurzelknöllchen von Leguminosen), der Erkennung (z. B. Fische mit Leuchtbakterien) oder dem Schutz (z. B. Seeanemonen und Fische) dienen.

Taxon (Plural: Taxa)

Gruppe von Lebewesen, Einheit in der biologischen Systematik

Totalschwärmer

Freischwimmende Formen der sonst festsitzenden Wimpertierchen, die durch nachteilige Umwelteinflüsse entstehen können; die Wimpertierchen lösen sich dabei vom Stiel ab, um sich einen neuen günstigeren Standort zu suchen.

Vermehrungsschwärmer

Bei der Vermehrung der Wimpertierchen abgelöstes freischwimmendes Teilungsstadium der sonst festsitzenden Glockentierchen oder Sauginfusorien; setzen sich an einem geeigneten Ort fest und bilden einen eigenen Stiel aus; i. d. R. Anzeiger für gute Nährstoff- und Sauerstoff-Verhältnisse.

Vorfällung

Verfahren zur Phosphorfällung, bei dem die Fällmittelzugabe in den Sandfang oder in den Zulauf zur Vorklärung erfolgt (Fällschlamm wird mit dem Primärschlamm entnommen).

Zellmembran

Jede lebende Zelle wird von einer feinen Hülle umgeben, die für einige kleine Moleküle (z. B. bestimmte Salze, Wasser) leicht durchlässig ist, die andere Stoffe jedoch nicht oder nur kontrolliert in die Zelle hinein- oder aus der Zelle heraustreten lässt; Einzeller sind vollständig von einer Membran umschlossen, während Membranen bei Mehr- oder Vielzellern die Nachbarzellen voneinander abgrenzen.

Zellorganellen

bestimmte Zellbereiche bei Eukaryonten mit spezifischer Funktion, ähnlich wie bei Organen von Mehrzellern; Beispiele ⇒ Chloroplasten, ⇒ kontraktile Vakuole, ⇒ Makronukleus, ⇒ Mikronukleus

Zellwand

Bakterien besitzen eine Zellwand als äußere Hülle, die als Grundgerüst große Polymere enthält, die bei ⇒ eukaryontischen Zellen nicht vorkommen; aufgrund dieser Polymere lassen sich Bakterien mit Farbstoffen anfärben ⇒ Gramfärbung.

Zooplankton

⇒ heterotrophe Organismen des ⇒ Planktons, z. B. Wimpertierchen, Rädertiere

Literatur

Kapitel 15

Literatur

258

15

15 LITERATUR

- Andreasen, K. & Nielsen, P.H. (2000):** Growth of *Microthrix parvicella* in nutrient removal activated sludge plants: Studies of in situ physiology; *Water Research*, 34(5), 1559-1569
- Baumann, P., Krauth, K., Maier, W., Maurer, P., Roth, M. (2017):** Funktionsstörungen auf Kläranlagen, Praxisleitfaden für systematische Ursachensuche und Behebung von Funktionsstörungen; DWA Landesverband Baden-Württemberg
- Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft (Hrg.; 1999):** Das mikroskopische Bild bei der biologischen Abwasserreinigung. 3. Aufl.; Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 1/99, 166 Seiten
- Berger, H., Foissner, W. & Kohmann, F. (1997):** Bestimmung und Ökologie der Mikrosporobien nach DIN 38410; Gustav Fischer Verlag, Stuttgart
- Blackall, L.L., Serviou, E.M., Bradford, D., Rossetti, S., Tandoi, V. & Serviou, R. (2000):** 'Candidatus Nostocoida limicola', a filamentous bacterium from activated sludge; *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 50, 703-709
- Buck, H. & Buck, S. (1992):** Mikroorganismen in der Abwasserreinigung; F. Hirthammer Verlag, München, 2. Auflage
- Chudoba, J., Ottova, V. & Madera, V. (1973):** Control of activated-sludge filamentous bulking – I. Effect of the hydraulic regime or degree of mixing in the aeration tank. *Water Research* 7 (8), 1163-1182
- Chudoba, J. Grau, P. & Ottova, V. (1973):** Control of activated-sludge filamentous bulking – II. Selection of microorganisms by means of a selector. *Water Research* 7 (10), 1389-1398, IN1-IN2, 1399-1406
- Curds, C.R. & Hawkes, H.A. (1975):** Ecological Aspects of Used Water Treatment. Vol. 1: The Organisms and their Ecology; Academic Press Inc., London
- Deutsche Vereinigung für Wasserwirtschaft, Abwasser und Abfall e.V. – DWA (2016):** Arbeitsblatt DWA-A 131 Bemessung von einstufigen Belebungsanlagen. Hennef, 68 S.
- Deutsche Vereinigung für Wasserwirtschaft, Abwasser und Abfall e.V. – DWA (2019):** Merkblatt DWA-M 154-1 Geruchsemissionen aus Abwasseranlagen - Teil 1: Grundlagen. Hennef, 92 S.
- Eikelboom, D. (2000):** Prozessüberwachung von Belebungsanlagen durch mikroskopische Schlammuntersuchung; Hrsg. ATV-DVWK, Hennef. GFA, Ges. zur Förderung der Abwassertechnik
- Eikelboom, D.H. & Andreasen, K. (1995):** Survey of the filamentous population in nutrient removal plants in four European Countries; TNO-Report, TNO-MW-R 95/090, Delft
- Eikelboom, D.H. & Grovenstein, J. (1998):** Control of bulking in a full scale plant by addition of talc (PE 8418); *Wat. Sci. Tech.* 37, 4-5, 297-301
- Eikelboom, D.H. & Van Buijssen, J.J. (1992):** Handbuch für die mikroskopische Schlammuntersuchung; F. Hirthammer Verlag, München, 3. Auflage
- Engelhardt, W. (1996):** Was lebt in Tümpel, Bach und Weiher? Pflanzen und Tiere unserer Gewässer; Kosmos Naturführer; Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 14. Auflage
- Fiałkowska, E., Fyda, J., Pajdak-Stós, A. & Wiąckowski, K. (2017):** Belebtschlamm. Biologie und mikroskopische Untersuchung. Seidel-Przywecki Verlag, Warschau
- Foissner, W. et al. (1991, 1992, 1994, 1995):** Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Bände I-IV. Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, Hefte 1/91, 5/92, 1/94, 1/95
- Göke, G. (1988):** Moderne Methoden der Lichtmikroskopie; Stuttgart
- Hausmann, K. & Patterson, D.J. (1987):** Taschenbuch der Einzeller: Protisten, Arten und mikroskopische Anatomie; Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 2. Auflage

- Hänel, K. (1986): Biologische Abwasserreinigung mit Belebtschlamm; G. Fischer Verlag, Leipzig
- Helmer-Madhok, C. (2010): Bakterien in Niedriglastanlagen; Dresdner Berichte, Bd. 33, 237-244
- Jenkins, D., Richard, M.G. & Daigger, G. (1993): Manual on the causes and control of activated sludge bulking and foaming; Lewis Publishers, Boca Raton, 2. Auflage
- Knoop, S. & Kunst, S. (1998): Influence of temperature and sludge loading on activated sludge settling, especially on *Microthrix parvicella*; Wat. Sci. Tech. 37, 4-5, 27-35
- Kroiss, H., Fenz, R. & Prendl, L. (1997): Behandlung von Industrieabwasser am Beispiel der Zuckerindustrie; Wiener Mitt. 141, 187-217
- Kunst, S., Helmer, C. & Knoop, S. (2000): Betriebsprobleme auf Kläranlagen durch Blähschlamm, Schwimmschlamm, Schaum – Handbuch zur Identifizierung und Bekämpfung fädiger Bakterien; Springer Verlag, Berlin Heidelberg New York
- Kunst, S. & Knoop, S. (1996): Schaum in Faulbehältern; In: Ökologie der Abwasserorganismen (Lemmer, H., Griebe, T., Flemming, H.-C. Hrsg.), S. 273-289. Springer Verlag Heidelberg
- Lemmer, H. (1992): Fadenförmige Mikroorganismen aus belebtem Schlamm. Vorkommen – Biologie-Bekämpfung; ATV Dokumentation und Schriftenreihe aus Wissenschaft und Praxis, Bd. 30
- Lemmer, H. (1996): Biologische Ursachen von Schaum und Schwimmschlamm in Belebungsanlagen sowie mögliche Gegenmaßnahmen; In: Ökologie der Abwasserorganismen (Lemmer, H., Griebe, T., Flemming, H.-C. Hrsg.), S. 259-271. Springer Verlag Heidelberg
- Lemmer, H. & Lind, G. (2000): Blähschlamm, Schaum, Schwimmschlamm – Mikrobiologie und Gegenmaßnahmen. Hirthammer Verlag, München
- Lemmer, H., Eikelboom, D., Kappeler, J., Klein, B., Kunst, S., Matsché, N., Popp, W., Schön, G., Wagner, F., Wolfram, J. & Zander-Hauck, S. (1998a): Blähschlamm, Schwimmschlamm und Schaum in Belebungsanlagen – Ursachen und Bekämpfung; Arbeitsbericht der ATV-AG 2.6.1 „Blähschlamm, Schwimmschlamm, biologische Zusatzstoffe“. Korr. Abw. 45, 1959-1968 und 2138
- Lemmer, H., Lind, G., Schade, M. & Ziegelmayer, B. (1998b): Biologische Charakterisierung von Schäumen in Belebungsanlagen. Teil II. Bedeutung nicht-fädiger Belebtschlamm-bakterien; GWF Wasser-Abwasser 139, 80-84
- Lind, G. & Lemmer, H. (1998): Biologische Charakterisierung von Schäumen in Belebungsanlagen. Teil I. Bedeutung fädiger Belebtschlamm-bakterien; GWF Wasser-Abwasser 139, 1-6
- Matsché, N. (1991): Erfahrungen mit der Anwendung von Kalk auf Abwasserreinigungsanlagen in Österreich; Nachlese Symposium für Abwasser- und Klärschlammbehandlung der Österreichischen Kalkindustrie, S. 13-15
- Matsché, N. & Kreuzinger, N. (1998): Blähschlamm, Schwimmschlamm, Schaum – Ursachenerkennung und Bekämpfung; Wiener Mitt. 145, 141-177
- Mudrack, K. & Kunst, S. (1997): Biologie der Abwasserreinigung; G. Fischer Verlag, Stuttgart, 4. Auflage
- Nielsen, P.H., Kragelund, C., Nielsen, J.L., Tiro, S., Lebek, M., Rosenwinkel, K.-H. & Gessesse, A. (2005): Control of *Microthrix parvicella* in activated sludge plants by dosage of polyaluminium salts: possible mechanisms; Acta hydrochim. hydrobiol., 33(3), 255-261
- Nielsen, P.H., Roslev, P., Dueholm, T.E. & Nielsen, J.L. (2002): *Microthrix parvicella*, a specialized lipid consumer in anaerobic-aerobic activated sludge plants; Water Science Technology, 46(1-2), 73-80.
- Paris, S. (2004): Bekämpfung von Schwimmschlamm, verursacht durch *Microthrix parvicella*; Dissertation, Technische Universität München, Lehrstuhl für Wassergüte- und Abfallwirtschaft

- Pernthaler, J., Glöckner, F.-O., Schönhuber, W. & Amann, R. (2001):** Fluorescence in situ hybridization (FISH) with rRNA-targeted oligonucleotide probes. *Methods in Microbiology* 30, 207-210, IN1-IN7, 211-226
- Prendl, L. (1997):** Ein Beitrag zu Verständnis und Anwendung aerober Selektoren für die Blähschlammvermeidung; *Wiener Mitt.* 139
- Sandhall, A. & Bergren, H. (1985):** Planktonkunde, Bilder aus der Mikrowelt von Teich und See; Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart
- Sarfert, F., Eikelboom, D., Klein, B., Kowalsky, H., Lemmer, H., Matsché, N., Mudrack, K., Popp, W., Reinnarth, G. & Wagner, F. (1988):** Verhinderung und Bekämpfung von Blähschlamm und Schwimmschlamm; Arbeitsbericht der ATV-Arbeitsgruppe 2.6.1 „Blähschlamm-Bildung und -Bekämpfung“; *Korr.Abw.* 35, 152-164
- Sauer, F. (1995):** Tiere und Pflanzen im Wassertropfen; Fauna Verlag, Karlsfeld, 3. Auflage
- Schade, M. & Lemmer, H. (2002):** Charakterisierung von Fadenbakterien zur Bekämpfung von Schaum in Belebungsanlagen; Materialien Nr. 104, Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, München
- Schwab, H. (1995):** Süßwassertiere; Ernst Klett Verlag, Stuttgart
- Seviour, R.J., Liu, J.-R., Seviour, E.M., McKenzie, C.A., Blackall, L.L. & Saint, C.P. (2002):** The *Nostocoida limicola* story: resolving the phylogeny of this morphotype responsible for bulking in activated sludge; *Wat. Sci. Tech.* 46 (1-2), 105-110
- Slijkhuis, H. (1983):** The physiology of the filamentous bacterium *Microthrix parvicella*; Dissertation Landbouwhogeschool Wageningen, Niederlande
- Smit, J. (1934):** Über die Ursachen des Aufblähens von Belebtschlamm; *Arch. Mikrobiol.* 5, 550-560
- Snaird, J., Beimfohr, C., Levantesi, C., Rossetti, S., Van Der Waarde, J., Geurkink, B., Eikelboom, D., Lemaitre, M. & Tandoi, V. (2002):** Phylogenetic analysis and in situ identification of *Nostocoida limicola*-like filamentous bacteria in activated sludge from industrial wastewater treatment plants; *Wat. Sci. Tech.* 46 (1-2), 99-104
- Streble, H., Krauter, D., Bäuerle, A. (2017):** Das Leben im Wassertropfen; Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 13. Auflage
- Wiener Mitteilungen, Band 202, Betrieb von Kläranlagen - Grundkurs, Wien 2007,** Herausgeber: Kroiss, H. (TU Wien)

Anlagen

Kapitel 16 (Anlagen)

Formblatt **Dokumentation mikroskopisches Bild** 262

Formblatt **Dokumentation Fadenbakterien** 263

Formblatt **Bewertung Fadenbakterien** 264

Formblatt **Bewertung mikroskopisches Bild** 265

16

Formblatt Dokumentation mikroskopisches Bild

| Formblatt "Dokumentation mikroskopisches Bild (MB)" | | Probenahme am: | | Mikroskopiert am: | | | | |
|---|--|-----------------|-------|--|---|---------------------------------------|-------|------------|
| | | Uhrzeit: | | Uhrzeit: | | | | |
| Kläranlage: | | Kläranlagen-ID: | | Probenahmestelle: | | | | |
| Anlagentyp: | | | | Anzahl Präparate: | | | | |
| Indikatororganismen | Häufigkeit (H) Vorkommen (V) Fädigkeit (F) | Präparat 1 | | Präparat 2 | | Präparat 3 | | Mittelwert |
| | | Anzahl | Stufe | Anzahl | Stufe | Anzahl | Stufe | |
| Bakterien | | | | | | | | |
| Gesamtfädigkeit | F | | | | | | | |
| Freie Bakterien | V | | | | | | | |
| <i>Chromatium</i> spp. | V | | | | | | | |
| Spirillen | V | | | | | | | |
| Spirochäten | V | | | | | | | |
| <i>Zoogloea</i> spp. | H | | | | | | | |
| Flagellaten | | | | | | | | |
| Farblose Augenflagellaten (<i>Peranema</i> , <i>Anisonema</i>) | H | | | | | | | |
| Kleine Zooflagellaten < 10 µm (<i>Bodo</i>) | V | | | | | | | |
| Weitere Zooflagellaten > 10 µm (<i>Hexamitus</i> , <i>Trigonomonas</i>) | H | | | | | | | |
| Amöben | | | | | | | | |
| Große Schalenamöben (<i>Arcella</i> , <i>Euglypha</i> , <i>Trinema</i>) | H | | | | | | | |
| Kleine Nacktamöben (< 50 µm) | V | | | | | | | |
| <i>Pyxidicula</i> spp. | V | | | | | | | |
| Festsitzende Ciliaten | | | | | | | | |
| <i>Carchesium</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Epistylis</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Opercularia</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Stentor</i> spp. | H | | | | | | | |
| Sauginfusorien (Suctoria) | H | | | | | | | |
| <i>Thuricola</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella campanula</i> | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella aquadulcis</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella convallaria</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella infusionum</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella microstoma</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Vorticella octava</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Zoothamnium</i> spp. | H | | | | | | | |
| Schreitende Ciliaten | | | | | | | | |
| <i>Aspidisca cicada</i> | H | | | | | | | |
| <i>Aspidisca lynceus</i> | H | | | | | | | |
| <i>Euplotes</i> spp. | H | | | | | | | |
| Schwimmende/gleitende Ciliaten | | | | | | | | |
| Amphileptiden | H | | | | | | | |
| <i>Chilodonella</i> -Typ | H | | | | | | | |
| <i>Coleps</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Colpidium</i> spp. / <i>Dexiostoma</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Cyclidium</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Dexiotricha</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Glaucoma</i> spp. | H | | | | | | | |
| Glockentiere (abgelöste "Köpfchen") | H | | | | | | | |
| Holophryiden | H | | | | | | | |
| <i>Metopus</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Paramecium</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Plagiocampa</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Spirostomum</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Tetrahymena</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Uronema</i> spp. | H | | | | | | | |
| <i>Trochilia</i> spp. | H | | | | | | | |
| Mehrzeller | | | | | | | | |
| Pilzfäden | F | | | | | | | |
| Rädertiere | H | | | | | | | |
| Bärtierchen | H | | | | | | | |
| Bauchhärlinge | H | | | | | | | |
| Nematoden | H | | | | | | | |
| Oligochaeten | H | | | | | | | |
| Sonstige | | | | | | | | |
| Dauerzellen | H | | | | | | | |
| Leere Glockentierstiele | H | | | | | | | |
| Weitere Organismen: | | | | | | | | |
| Spezielle einleiterbedingte Belastungen: | | | | Flockenbeschaffenheit | | | | |
| <input type="checkbox"/> Proteinbelastung <input type="checkbox"/> Acetatbelastung <input type="checkbox"/> Fettbelastung sonstiges: <input type="text"/> | | | | Flocke: | abgerundet <input type="checkbox"/> | | | |
| Probenbeschaffenheit: Geruch: <input type="text"/> Farbe: <input type="text"/> Bemerkungen: <input type="text"/> | | | | | (siehe auch Kapitel 5.2) | unregelmäßig <input type="checkbox"/> | | |
| Auffälligkeiten im mikroskopischen Bild: Einschlüsse: <input type="checkbox"/> Gasblasen <input type="checkbox"/> Fasern <input type="checkbox"/> Mikroplastik sonstiges: <input type="text"/> | | | | Simultanfällung | | fest <input type="checkbox"/> | | |
| Anlagenbezogene Feststellungen: <input type="checkbox"/> Schwimmschlamm / Schaum sonstiges: <input type="text"/> | | | | | <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein | locker <input type="checkbox"/> | | |
| Weitere Bemerkungen: <input type="text"/> bearbeitet von: <input type="text"/> | | | | vernetzt <input type="checkbox"/> | | | | |
| | | | | groß (> 500 µm) <input type="checkbox"/> | | | | |
| | | | | mittel (> 150 µm) <input type="checkbox"/> | | | | |
| | | | | klein (< 150 µm) <input type="checkbox"/> | | | | |
| | | | | Flockenzerfall <input type="checkbox"/> | | | | |

Infobox F, V, H:

Fädigkeit (F):

- selten/keine = 0
- gering = 1
- mäßig = 2
- stark = 3
- sehr stark = 4

Häufigkeit (H):

- 0 = 0
- 1-5 = 1
- 6-10 = 2
- ab 11 = 3

Vorkommen (V):

- keine = 0
- einzelne = 1
- einige = 2
- häufig = 3
- massenhaft = 4

Formblatt "Dokumentation Fadenbakterien (FB)"

| Kläranlage: | | Probenahmestelle: | | Probenahme: | | | | | |
|---|---|-------------------|--|------------------------------|---|---|---|---|---|
| Merkmal *) | | Ausprägung *) | | Fadenförmige Mikroorganismen | | | | | |
| Fadenbakterium-Nummer (siehe Liste unten) | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 |
| Position zur Flocke <i>LP 100× (PH)</i> | aus der Flocke herauswachsend | | | | | | | | |
| | in der Flocke wachsend | | | | | | | | |
| | zwischen den Flocken wachsend | | | | | | | | |
| Wuchsform <i>LP 100× (PH)</i> | gerade oder gebogen | | | | | | | | |
| | verknäuelte | | | | | | | | |
| | in Bündeln wachsend | | | | | | | | |
| Beweglichkeit <i>LP 100× (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Aufwuchs <i>LP 100×/400× (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Verzweigungen <i>LP 400×/1.000× (Öl) (PH)</i> | echte Verzweigungen | | | | | | | | |
| | Scheinverzweigungen | | | | | | | | |
| Scheide <i>LP 1.000× (Öl) (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Zellwände (Septen) <i>LP 1.000× (Öl) (PH)</i> | nicht/schlecht sichtbar | | | | | | | | |
| | deutlich sichtbar | | | | | | | | |
| Einschnürungen <i>LP 1.000× (Öl) (PH)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| Zellform <i>LP 1.000× (Öl) (PH)</i> | nicht erkennbar | | | | | | | | |
| | rundlich | | | | | | | | |
| | stäbchenförmig | | | | | | | | |
| | quadratisch | | | | | | | | |
| | rechteckig | | | | | | | | |
| | unregelmäßig scheibenförmig | | | | | | | | |
| verschieden in einem Faden | | | | | | | | | |
| Fadendurchmesser <i>LP 1.000× (Öl) (PH)</i> | < 1.0 µm | | | | | | | | |
| | > 1.0 µm | | | | | | | | |
| Schwefeleinlagerung <i>LP 400×/1.000× (Öl) (PH), (DF)</i> | vorhanden | | | | | | | | |
| | verstärkt nach S-Test | | | | | | | | |
| Gram-Färbung <i>TP 1.000× (Öl) (HF)</i> | positiv: dunkelblau oder violett | | | | | | | | |
| | schwach positiv: hellblau | | | | | | | | |
| | variabel: blaue/violette und rote Bereiche in einem Faden | | | | | | | | |
| | negativ: rot (meist hell) | | | | | | | | |
| Neisser-Färbung <i>TP 1.000× (Öl) (HF)</i> | positiv: gefärbte Granula | | | | | | | | |
| | positiv: kräftig grau- bis blauviolett | | | | | | | | |
| | positiv: transparent blaugrau | | | | | | | | |
| | negativ: ungefärbt, komplett transparent | | | | | | | | |

| | | | |
|-------------------|----------------------|------------|----------------------|
| Fadenbakterium 1: | <input type="text"/> | Fädigkeit: | <input type="text"/> |
| Fadenbakterium 2: | <input type="text"/> | Fädigkeit: | <input type="text"/> |
| Fadenbakterium 3: | <input type="text"/> | Fädigkeit: | <input type="text"/> |
| Fadenbakterium 4: | <input type="text"/> | Fädigkeit: | <input type="text"/> |
| Fadenbakterium 5: | <input type="text"/> | Fädigkeit: | <input type="text"/> |
| Fadenbakterium 6: | <input type="text"/> | Fädigkeit: | <input type="text"/> |

Legende: LP: Lebendpräparat; TP: Trockenpräparat; HF: Hellfeld; PH: Phasenkontrast; DF: Dunkelfeld

*) Beschreibung und Abbildungen in Kapitel 7.1.1; Formblatt verändert nach Eikelboom & van Buijsen (1992) und nach Eikelboom (2000)

Hinweis: liegen hohe Fett- oder Fettsäurebelastungen vor, ist auf das Vorkommen von nocardioformen Actinomyceten und/oder *Microthrix parvicella* zu achten

Formblatt Bewertung Fadenbakterien

| Formblatt "Bewertung Fadenbakterien (FB)" | | Probenahme: | | Mikroskopiert am: | | gefärbt am: | | | | | | | | | |
|--|--|---------------------------------|--|-----------------------|----------------|--------------------------------|----------------|--------------------------------------|-----|-----|------------------------------|-------------------|----------------------|------------------------|---|
| | | Allgemeine Betriebsverhältnisse | | | | Spezielle Betriebsverhältnisse | | | | | | | | | |
| | | Abwasserzusammensetzung | | Betriebsstabilität | | Schlammbelastung | | O ₂ -Konzentration [mg/l] | | | Schlammalter / Nitrifikation | | | | |
| | | Sulfide vorhanden | Konz. hoch/ NH ₄ ⁺ -Stoßbel. | C:N:P - Verh. gestört | stabil | instabil / Stoßbelastung | hoch | mittel-niedrig | > 2 | 1-2 | < 1 | Schlammalter hoch | Schlammalter niedrig | Denitrifikation stabil | |
| Taxa Dokumentation Fadenbakterien | | | | | | | | | | | | | | | |
| Anzahl Markierungen pro Spalte | | | | | | | | | | | | | | | |
| | | Fädigkeit (F) | | | | | | | | | | | | | |
| nocardioforme Actinomyceten | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| <i>Beggiatoa</i> spp. | | | 1 | 1 | | | | | | | | 1 | | | |
| <i>Haliscomenobacter hydrossis</i> | | | | 1 | 2 | | | 1 | | | | | | 2 | |
| <i>Microthrix parvicella</i> | | | | 3 | | | | | 2 | | | 1 | 1 | | |
| <i>Nostocoida limicola</i> | | | | | | | | | 2 | | | 1 | 1 | | |
| <i>Sphaerotilus natans</i> | | | | | 3 | | | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| <i>Thiothrix</i> spp. | | | 1 | 1 | | | | | | | | 1 | | | |
| Typ 0041/0675 | | | | | 1 ^a | 1 | | | 2 | | 1 | | 1 | | 1 |
| Typ 0092 | | | | | | | | | 2 | | | 1 | 1 | | |
| Typ 021N | | | | 2 | 3 | | | 2 ^{c/d} | | | | 2 | | | |
| Typ 0914 | | | 1 | | | | | | 2 | | | 1 | 1 | | |
| Typ 0961 | | | 2 | 1 | | | 1 ^b | 2 | | | | | | 1 | |
| Typ 1701 | | | | | 3 | | 2 | 2 | | | | 2 | | 2 | |
| Typ 1851 | | | | | | | | | 2 | | | 1 | 1 | | |
| Typ 1863 | | | | 2 | | | | | 1 | | | 1 | | 1 | |
| a) P-Mangel, wenn Neisser positiv; b) wenn Protein-Belastung; c) wenn Belastung mit Acetat / kurzkettige Fettsäuren; d) wenn hohe Fett-/Fettsäure-Belastung falls b), c), d) zutreffend ist dies im Formblatt "Dokumentation mikroskopisches Bild" anzukreuzen, sonst erfolgt keine Aktivierung der Feldfunktionen! | | | | | | | | | | | | | | | |
| Fädigkeit: 0 = selten/keine; 1 = gering; 2 = mäßig; 3 = stark; 4 = sehr stark <input type="checkbox"/> Differenzialfärbungen durchgeführt <input type="checkbox"/> Neisserfärbung positiv | | | | | | | | | | | | | | | |
| Bemerkungen: | | | | | | | | | | | | | | | |
| Kläranlage: | | | | Probenahmestelle: | | | | Bearbeitet von: | | | | | | | |

Formblatt Bewertung mikroskopisches Bild

| Formblatt "Bewertung mikroskopisches Bild" | | | | | | | | | | Mikroskopiert am: | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---|--------|------------------------------------|---------------------------------|---|---------------------|--------------------|----------------------|--------------------------|---|-------------------|---|-------------|-----|---------------|-------------------|----------------------|------------------------|---|----|----|----|----|----|----|----|----|
| Schlussfolgerungen für Belebungs-, SBR- und Biofilm-Anlagen | | | | | | | | | | Probenahme am: | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Taxa Dokumentation | Anzahl | Häufigkeit / Vorkommen / Fädigkeit | Allgemeine Betriebsverhältnisse | | | | | | Spezielle Betriebsverhältnisse | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| | | | Abwasserzusammensetzung | | | Betriebsstabilität | | | Schlammbelastung B _{TS} >/< 0,15 [kg TS/kgd] | | O ₂ -Konzentration [mg/l] | | | Nitrifikation | | | | | | | | | | | | |
| | | | Sulfide vor-handen | NH ₄ ⁺ -konz. hoch/ NH ₄ ⁺ -Stoßbel. | C:N:P-Verh. gestört | stabil | instabil Stoßbel. | Schädigung der Biozönose | Hemmung, Vergiftung | hoch | mittel-niedrig | > 2 | 1-2 | < 1 | Schlammalter hoch | Schlammalter niedrig | Denitrifikation stabil | | | | | | | | | |
| Gesamtsumme Taxa: | | | | | | | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 |
| Summe Markierungen aus MB und FB | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Bakterien | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Gesamtfädigkeit * | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Freie Bakterien | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Chromatium</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Spirillen | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Spirochäten ** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Zoogloea</i> spp. *** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Flagellaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Farblose Augenflagellaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Kleine Zooflagellaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Weitere Zooflagellaten (>10µm) | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Amöben | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| große Schalenamöben | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Kleine Nacktamöben (< 50 µm) | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Pyxidica</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Festsitzende Ciliaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Carchesium</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Epistylis</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Opercularia</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Stentor</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Suctoria (Sauginfusorien) | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Thuricola</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Vorticella campanula</i> | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Vorticella aquadulcis</i> -Typ | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Vorticella convallaria</i> -Typ | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Vorticella infusionum</i> -Typ | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Vorticella microstoma</i> -Typ | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Vorticella octava</i> -Typ | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Zoothamnium</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Schreitende Ciliaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Aspidisca cicada</i> | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Aspidisca lynceus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Euplotes</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Schwimmende/gleitende Ciliaten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Amphileptiden | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Chilodonella</i> -Typ | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Coleps</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Colpidium</i> spp./ <i>Dexiostoma</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Cyclidium</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Dexiotricha</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Glaucoma</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Glockentiere (abgelöste "Köpfchen") *** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Holophryiden | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Metopus</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Paramecium</i> spp. *** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Plagiocampa</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Spirostomum</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Tetrahymena</i> spp. *** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Uronema</i> spp. *** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| <i>Trochilia</i> spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Mehrzeller | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Pilzfäden | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Rädertiere | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Bärtierchen | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Bauchhärlinge | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Nematoden | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Oligochaeten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Sonstige | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Dauerzellen | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Leere Glockentierstiele *** | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Anzahl Markierungen mikr. Bild (MB) | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Anzahl Markierungen Fadenb. (FB) Übertrag | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Flockenbeschaffenheit | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Flocke: vernetzt | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Flockenzerfall | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Funktionsgruppen: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Anzahl-Filterer: 0 -Weidegänger: 0 -Räuber: 0 -Pionierformen 0 -Allesfresser: 0 | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Hinweise: * = wenn Fädigkeit > 2 Differenzialfärbung durchführen; ** = wenn Vorkommen > 2 Hinweis auf Fette / Fettsäuren | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *** = bei Auftreten mehrerer Anzeiger Säurekapazität prüfen! Hohe Individuendichte: Hinweis auf "BTS > 0,15"! | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Gesamtbewertung: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| (freies Textfeld zur Beschreibung der Bewertung) | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Kläranlage: | | | | | | Probenahmestelle: | | | | | | Bearbeitet: | | | | | | | | | | | | | | |

BILDNACHWEIS

Dr. Marina Ettl, Yara GmbH, Alpen-Veen:

Abbildungen 1.1, 4.4 A–B, 5.1 A–C, 5.2, 5.4, 5.6, 7.24, 7.26, 7.30*, 7.31*, 7.32*, 8.5, 8.7, 8.8, 8.10, 8.20, 8.22, 8.28, 8.41, 8.43, 8.47, 8.53, 8.55, 8.60, 8.63, 8.64, 8.70, 8.77, 8.80 A und B, 8.117, 8.129, 8.166, 8.169, 8.179, 8.180, 8.187, 8.191, 8.203, 8.207, 8.243, 8.256, 8.269, 8.284, 8.288, 8.289, 8.293, 8.315, 8.318, 8.362, 8.368

PD Dr. Christine Helmer-Madhok, Leibniz Universität Hannover, Fernstudium Wasser und Umwelt, Hannover:

Abbildungen 4.1, 4.2, 5.9 B, 5.10 B, 5.11 B, 5.12 B, 5.13 B, 7.25, 7.27, 7.28, 7.30*, 7.31*, 7.32*, 8.37, 8.38, 8.45, 8.48, 8.50, 8.52, 8.324, 10.3

Dirk Klos, Wasserwirtschaftsamt Kempten:

Abbildungen 1.4, 8.3, 8.14, 8.17, 8.24, 8.25, 8.30, 8.87 A, 8.93, 8.98, 8.102, 8.125, 8.134, 8.146, 8.154, 8.157, 8.161, 8.171, 8.178, 8.216, 8.223, 8.224, 8.227, 8.236, 8.238, 8.247, 8.251, 8.264, 8.319, 8.323, 8.327, 8.328, 8.330, 8.332, 8.334, 8.364, 8.366

Dr. Norbert Kreuzinger, Technische Universität Wien, Institut für Wassergüte und Ressourcenmanagement, Wien:

Abbildungen 1.2, 2.1 A–B, 2.2, 2.3, 2.4 A, 2.5 A–B, 2.7 B, 3.1, 3.2, 3.3, 3.4 A–E, 3.5 A–D, 4.3, 4.4 B, 4.7 A–B, 4.8 I., 4.9 A–B, 5.3, 5.5, 5.9 A, 5.10 A, 5.11 A, 5.12 A, 5.13 A, 7.1 A–B, 7.2 A–B, 7.3 A–B, 7.4 A–B, 7.5 A–B, 7.6 A–B, 7.7 A–B, 7.8 A–B, 7.9 A–B, 7.10 A–B, 7.11 A–B, 7.12 A–B, 7.13 A–B, 7.14 A–B, 7.15 A–B, 7.16 A–B, 7.17 A–B, 7.18 A–B, 7.19 A–B, 7.20 A–B, 7.21 A–B, 7.22 A–B, 7.23 A–B, 7.29, 7.30*, 7.31*, 7.32*, 8.13, 8.32, 8.36, 8.39, 8.40, 8.42, 8.44, 8.46, 8.49, 8.51, 8.54, 8.56, 8.57, 8.59, 8.65, 8.67, 8.68, 8.69, 8.71, 8.73, 8.78, 8.79, 8.82, 8.83, 8.84, 8.85, 8.91, 8.92, 8.97, 8.101, 8.104, 8.105, 8.107, 8.108, 8.121, 8.128, 8.132, 8.138, 8.145, 8.150, 8.165, 8.174, 8.192, 8.202, 8.208, 8.217, 8.222, 8.232, 8.240, 8.242, 8.254, 8.255, 8.267, 8.278, 8.300, 8.303, 8.307, 8.309, 8.312, 8.346, 8.348, 8.354, 8.358, 9.2, 9.3, 9.4, 9.5, 9.6, 10.1, 10.2, 13.6, 13.8

Dr. Christina Meinert-Berning, Ruhrverband, Zentralbereich Kooperationslaboratorium, Essen:

Abbildungen 8.133, 8.196, 8.197

Dr. Edith Nettmann, Ruhr-Universität Bochum, Lehrstuhl für Siedlungswasserwirtschaft und Umwelttechnik, Bochum:

Abbildungen 8.168, 8.170, 13.2, 13.3, 13.4, 13.5 A–D, 13.7

Tanja Viering, Wupperverband, T5 (Planung und Bau), Wuppertal:

Abbildungen 8.62, 8.287, 8.342, 8.352, 8.360

Thomas Wittling, Regierung von Schwaben, Augsburg:

Abbildungen 8.160, 8.173, 8.268

* Abbildungen 7.30 bis 7.32 sind eine Gemeinschaftsarbeit von Dr. Ettl, Dr. Helmer-Madhok und Dr. Kreuzinger

Bayerisches Landesamt für Umwelt, Augsburg:

Abbildungen 0.1 (Titelbild), 1.3, 2.4 B, 2.5 C, 2.6 A–B, 2.7 A, 2.8, 4.5, 4.6 A–B, 4.8 r., 5.7, 5.8, 6.1, 6.2, 6.3, 6.4, 6.5 A–D, 6.6 A–E, 8.1, 8.2, 8.4, 8.6, 8.9, 8.11, 8.12, 8.15, 8.16, 8.18, 8.19, 8.21, 8.23, 8.26, 8.27, 8.29, 8.31, 8.33, 8.34, 8.35, 8.58, 8.61, 8.66, 8.72, 8.74, 8.75, 8.76, 8.81, 8.86, 8.87 B, 8.88, 8.89, 8.90, 8.94, 8.95, 8.96, 8.99, 8.100, 8.103, 8.106, 8.109, 8.110, 8.111, 8.112, 8.113, 8.114, 8.115, 8.116, 8.118, 8.119, 8.120, 8.122, 8.123, 8.124, 8.126, 8.127, 8.130, 8.131, 8.135, 8.136, 8.137, 8.139, 8.140, 8.141, 8.142, 8.143, 8.144, 8.147, 8.148, 8.149, 8.151, 8.152, 8.153, 8.155, 8.156, 8.158, 8.159, 8.162, 8.163, 8.164, 8.167, 8.172, 8.175, 8.176, 8.177, 8.181, 8.182, 8.183, 8.184, 8.185, 8.186, 8.188, 8.189, 8.190, 8.193, 8.194, 8.195, 8.198, 8.200, 8.201, 8.204, 8.205, 8.206, 8.209, 8.210, 8.211, 8.212, 8.213, 8.214, 8.215, 8.218, 8.219, 8.220, 8.221, 8.225, 8.226, 8.228, 8.229, 8.230, 8.231, 8.233, 8.234, 8.235, 8.237, 8.239, 8.241, 8.244, 8.245, 8.246, 8.248, 8.249, 8.250, 8.252, 8.253, 8.257, 8.258, 8.259, 8.260, 8.261, 8.262, 8.263, 8.265, 8.266, 8.270, 8.271, 8.272, 8.273, 8.274, 8.275, 8.276, 8.277, 8.279, 8.280, 8.281, 8.282, 8.283, 8.285, 8.286, 8.290, 8.291, 8.292, 8.294, 8.295, 8.296, 8.297, 8.298, 8.299, 8.301, 8.302, 8.304, 8.305, 8.306, 8.308, 8.310, 8.311, 8.313, 8.314, 8.316, 8.317, 8.320, 8.321, 8.322, 8.325, 8.326, 8.329, 8.331, 8.333, 8.335, 8.336, 8.337, 8.338, 8.339, 8.340, 8.341, 8.343, 8.344, 8.345, 8.347, 8.349, 8.350, 8.351, 8.353, 8.355, 8.356, 8.357, 8.359, 8.361, 8.363, 8.365, 8.367, 9.1, 9.2, 10.4, 11.1, 11.2, 11.3, 13.1; gesamte Abbildungen auf S. 72–81

Wikipedia, public domain: https://en.wikipedia.org/wiki/File:Average_prokaryote_cell-en.svg#/media/File:Average_prokaryote_cell-en.svg:

Abbildung 6.7

DANKSAGUNG

Der Informationsbericht 1/99 „Das mikroskopische Bild bei der biologischen Abwasserreinigung“ wurde im Jahr 1999 vom damaligen Bayerischen Landesamt für Wasserwirtschaft als dritte erweiterte und überarbeitete Auflage herausgegeben. Er hat als „Blaues Buch“ große Verbreitung und Anerkennung gefunden und geholfen, dem biologischen Aspekt einen wichtigen Stellenwert im Betriebsablauf der Abwasserreinigung zu verschaffen.

Seitdem sind nicht nur in der Abwassertechnik, sondern auch in der angewandten Abwasserbiologie und Biotechnologie Fortschritte und Neuerungen zu verzeichnen. Schon seit Längerem wurde deshalb eine Aktualisierung des „Blauen Buches“ für notwendig erachtet. Aus dem ursprünglichen Autorenteam konnten drei Kollegen aus der bayerischen Wasserwirtschaftsverwaltung gewonnen werden, die zusammen mit der DWA-AG KA 6.1 „Mikrobiologie in der Abwasserreinigung“ (unter Leitung von Dr. Marina Ettl und Dr. Hilde Lemmer) und dem LfU eine Autorengemeinschaft bildeten, die für die Text- und Bildgestaltung der Neuauflage verantwortlich zeichnen (siehe Impressum).

Auch viele interne und externe Fachleute aus der Umweltverwaltung, von Kläranlagen sowie Ingenieurbüros und Firmen aus dem Bereich Abwassertechnik haben durch Hinweise, Anregungen und Ergänzungen dazu beigetragen, dass die Aktualisierung des Blauen Buches vorangegangen ist. Insbesondere möchten wir an Prof. Dr. Wilhelm Foissner erinnern, der im März 2020 verstorben ist. Mit seinem unermüdlichen Arbeits-eifer und mit seinem streitbaren Forschergeist hat er Meilensteine in der Grundlagenforschung der Ciliaten gesetzt.

Allen Beteiligten sei herzlichst gedankt für die nicht nachlassende Begeisterung am mikroskopischen Bild, das immense Engagement und die tatkräftige Unterstützung bei der Erstellung des neuen „Blauen Buches“.

Dr. Wilfried Pinther (Gesamtredaktion)

Ref. 67 „Gewässerschutz bei der kommunalen und häuslichen Abwasserentsorgung“
Bayerisches Landesamt für Umwelt, Augsburg



Eine Behörde im Geschäftsbereich
Bayerisches Staatsministerium für
Umwelt und Verbraucherschutz



ISBN: 978-3-936385-98-4