



## 城市污水处理厂活性污泥生物泡沫研究进展

宋阳<sup>1,2,3,4</sup> 姜成英<sup>2,3,4</sup> 王爱杰<sup>\*1,3,4</sup> 刘双江<sup>\*2,3,4</sup>

1 中国科学院生态环境研究中心 中国科学院环境生物技术重点实验室 北京 100085

2 中国科学院微生物研究所 微生物资源前期开发国家重点实验室 北京 100101

3 中国科学院大学 北京 100049

4 RCEES-IMCAS-UCAS 环境微生物技术联合实验室 北京 100085

**摘要:** 城市污水处理厂运行过程中一旦发生活性污泥生物泡沫, 就会影响污泥沉降和处理厂运行效能, 对出水水质、作业安全和公共健康带来一系列挑战。生物泡沫是自活性污泥法诞生以来长期困扰污水处理厂运行的难题。生物泡沫的形成需要气泡、表面活性物质和疏水物质等3点基本的要素, 在其中主要富集了诺卡氏型丝状细菌(*Nocardioform filamentous bacteria*)和微丝菌(*Candidatus Microthrix parvicella*)这两种类型微生物。多种环境和运行因素包括温度、溶解氧、pH、污泥龄、特别是营养物质种类和浓度等均会对这些丝状微生物的生长产生影响。抑制丝状细菌生长的常用控制策略包括选择器、生长动力学控制、投加化学药剂以及噬菌体等方法, 通过降低两类丝状细菌在生化池中的浓度以期消除生物泡沫现象。本文总结了生物泡沫的类型、成因、表征生物泡沫程度的指标、影响生物泡沫的环境因素以及常用的调控策略的原理及优缺点等, 尽可能全面地介绍活性污泥生物泡沫的研究现状, 并探讨未来研究方向和控制策略, 期望能够为今后研究活性污泥微生物和污水处理厂运行调控提供有价值的参考。

**关键词:** 城市污水处理厂, 活性污泥, 生物泡沫, 诺卡氏型丝状细菌, 微丝菌

## Research progress towards biological foaming of activated sludge in municipal wastewater treatment plants

SONG Yang<sup>1,2,3,4</sup> JIANG Cheng-Ying<sup>2,3,4</sup> WANG Ai-Jie<sup>\*1,3,4</sup> LIU Shuang-Jiang<sup>\*2,3,4</sup>

1 CAS Key Laboratory of Environmental Biotechnology, Research Center for Eco-Environmental Sciences, Chinese Academy of Sciences, Beijing 100085, China

2 State Key Laboratory of Microbial Resources, Institute of Microbiology, Chinese Academy of Sciences, Beijing 100101, China

3 University of Chinese Academy of Sciences, Beijing 100049, China

4 RCEES-IMCAS-UCAS Joint-Lab of Microbial Technology for Environmental Science, Beijing 100085, China

**Abstract:** Biological foaming is one of the most significant problems influencing the activated sludge

**Foundation item:** Microbiome Project of Chinese Academy of Sciences (KFZD-SW-219-3)

**\*Corresponding authors:** WANG Ai-Jie: E-mail: ajwang@rcees.ac.cn

LIU Shuang-Jiang: Tel: 86-10-64807423; E-mail: liusj@im.ac.cn

**Received:** 16-03-2019; **Accepted:** 25-04-2019; **Published online:** 09-05-2019

基金项目: 中国科学院微生物组计划(KFZD-SW-219-3)

**\*通信作者:** 王爱杰: E-mail: ajwang@rcees.ac.cn

刘双江: Tel: 010-64807423; E-mail: liusj@im.ac.cn

收稿日期: 2019-03-16; 接受日期: 2019-04-25; 网络首发日期: 2019-05-09

settlement which determines the long-term stability of waste water treatment plant (WWTP) operation. Biological foaming gives rise to challenges to effluent water quality, work safety and public health. The formation of biological foaming requires three basic elements: air bubbles, surfactants and hydrophobic substances. Usually, Nocardioform filamentous bacteria and *Candidatus Microthrix parvicella* are enriched in the foam. A variety of environmental factors, including temperature, dissolved oxygen, pH, sludge retention time and especially nutrients type and concentration, have impacts on the growth of these bacteria. According to it, the paper also introduces the current strategies for controlling the growth of the two types of filamentous bacteria, including selectors, kinetics-based growth control, chemical addition and ecological methods, such as, phages to reduce filamentous bacteria concentration in mixed liquid, in order to alleviate biological foaming. This paper discusses, in detail, the causes and types of biological foaming, indexes representing foaming severity, environmental factors affecting the foaming, and advantages and disadvantages of commonly used control strategies, so as to introduce biological foaming problem of activated sludge as comprehensively as possible and provide helpful information for future research.

**Keywords:** Wastewater treatment plants, Activated sludge, Biological foaming, Nocardioform filamentous bacteria, *Candidatus Microthrix parvicella*

活性污泥法是迄今为止应用最广泛、最成功的城市污水处理方法。在其诞生之后的 100 余年时间中,极大地消除了城市污水恣意排放造成的环境公害,为控制水媒性疾病传播、水体富营养化,实现水资源循环利用作出了卓越贡献<sup>[1]</sup>。但是自活性污泥法问世以来,活性污泥的沉降问题,即生物泡沫和污泥膨胀,一直存在并困扰着人们。污水处理厂成功运行的重要条件之一,便是活性污泥能够形成稳定、沉降性能好的絮体,从而在沉淀池进行固(污泥)液(水)分离。自 1969 年首次报道曝气池的泡沫问题以来,已有大量研究<sup>[2]</sup>。同时,泡沫问题与隐藏的重金属污染、抗生素、农药等化学污染问题不同,其直观易见的表现极易引起公众的警惕,受到社会关注<sup>[3]</sup>。目前在污水处理过程中产生的泡沫主要存在以下 4 种类型:(1) 污水厂初次启动时在进水过程中快速产生的泡沫。这种泡沫通常为白色,重量很轻,在活性污泥培育成熟之后这种泡沫便会消失。这种短暂发生的泡沫主要由进水中存在的表面活性物质及其部分微生物细胞降解产物产生<sup>[4]</sup>。(2) 反硝化泡沫。这种泡沫主要产生于二沉池以及生化池的缺氧区。在此区域存在的大量硝态氮容易发生反硝化作用,产生的含氮微气泡聚集在污泥絮体中会降低污泥的密度,有利于它的浮升。这种泡沫通常也是不稳定的,简单的物理扰动便可使其消

失<sup>[5]</sup>。(3) 人工合成表面活性剂造成的泡沫。随着烷基苯磺酸盐等洗涤剂的应用,这些难生物降解的,含有支链的化学品最终汇集到污水处理厂的生化反应池中产生大量持久的白色泡沫。随着易生物降解洗涤剂的推广,在市政污水中这种类型的泡沫已经很少发生。但是在工业污水中仍然含有大量的难降解非离子型表面活性物质(比如烷基酚聚氧乙烯醚类物质),因此这种泡沫在水温较低的工业污水厂仍然容易发生<sup>[5]</sup>。(4) 由活性污泥中微生物生长失衡而自发产生的生物泡沫。这种生物泡沫在曝气池表面堆叠,呈棕色或灰褐色,非常粘稠,可以稳定长期存在并且难以消除,其中富集了大量丝状微生物<sup>[6]</sup>。本文将对这种生物泡沫进行详细的分析和讨论。

活性污泥的生物泡沫现象在世界范围内广泛存在,是影响污水处理厂稳定运行的重要问题之一<sup>[7]</sup>。在对世界各地市政污水厂的调查中发现不同的生物处理工艺均会发生生物泡沫现象<sup>[8-10]</sup>。在美国北卡罗来纳州和伊利诺伊州分别有 88% 和 97% 的污水厂受到生物泡沫的困扰<sup>[11]</sup>。在澳大利亚昆士兰地区,有 92% 的污水厂受到生物泡沫的严重影响,这其中的 60% 同时受到污泥膨胀的影响<sup>[12]</sup>。在欧洲有 20% 的污水厂受到影响,而采用延时曝气工艺的污水厂这个比例升至 87%, 并且

50%的泡沫现象随季节循环出现<sup>[4]</sup>。生物泡沫顾名思义,在稳定的泡沫中混合了大量的微生物。生物泡沫的大量积累会导致一系列运行、公共安全和环境等问题。研究表明生物泡沫中的污泥浓度很高(4%–16%质量体积比),以4–5 m深、污泥浓度(Mixed liquid suspended solids, MLSS)在3 000 mg/L、泡沫层7.5 cm、泡沫固体浓度5%的曝气池为例,泡沫层中的生物量大约占总生物量的22%<sup>[13]</sup>。泡沫在曝气池长期滞留影响污泥龄控制<sup>[14]</sup>。如果生物泡沫随水流走将会增加出水的悬浮固体(Suspended solid, SS)和生化需氧量(Biochemical oxygen demand, BOD),恶化出水水质。即使将这些泡沫机械清除,后续的处理仍然非常困难。因为泡沫粘稠很难进行脱水干化,如果进入厌氧发酵罐也会造成产气效率的下降<sup>[15]</sup>。此外,最令人担忧的是生物泡沫的生成和破裂会使其中的机会性病原菌(如 *Mycobacterium* sp.和 *Nocardia* sp.等)以气溶胶形式飘散,引发潜在的公共卫生安全隐患<sup>[16]</sup>。本文作者长期关注城市污水厂活性污泥中微生物组成及对污染物降解<sup>[17-18]</sup>、同时对活性污泥微生物对抗生素的抗性基因和生物转化进行了大量研究<sup>[19-21]</sup>。本文将从活性污泥生物泡沫的成因及类型、影响生物泡沫的微生物因素和环境因素以及常用调控策略的原理及优缺点进行讨论,尽可能全面地介绍活性污泥生物泡沫的研究现状,并探讨未来研究方向和控制策略,期望能够为今后研究活性污泥微生物和污水处理厂运行调控提供有价值的参考。

## 1 生物泡沫的成因、程度及类型

### 1.1 生物泡沫的成因

泡沫形成和稳定需要有3点必要条件:气泡、表面活性物质、疏水性颗粒(主要为疏水性细菌)。当气体被引入液体中,液体膨胀并包围气体时,就会产生泡沫<sup>[22]</sup>。这些极薄的气泡壁需要表面活性剂来降低表面张力,但是只含表面活性剂的气泡极易破碎(图1A)。如果泡沫要持续存在,那么液体

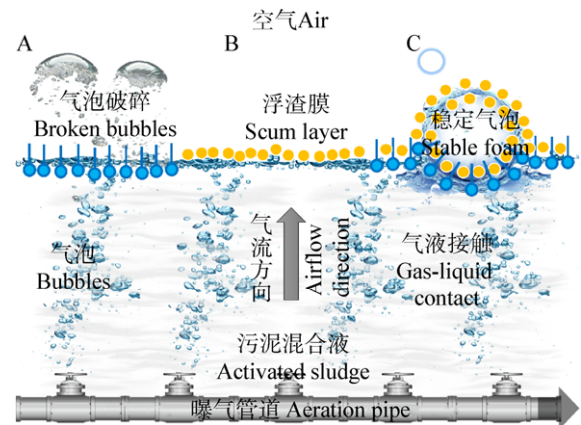


图1 生物泡沫的成因模式图

Figure 1 The mode pattern of biological foaming

注: ●: 疏水颗粒; ●: 表面活性物质。

Note: ●: Hydrophobic particles; ●: Surfactants.

的重力流就需要减缓,从而需要大量的固体颗粒来稳定<sup>[15]</sup>。如果污水中只含有固体颗粒而缺少表面活性物质,则只会在污水表面形成一层浮膜(图1B)。只有当气泡、表面活性剂、疏水性颗粒同时存在时,才会形成稳定的泡沫(图1C)。这些固体颗粒的粒径通常需要小于300 μm,同时具有疏水的表面才能被气泡的浮力悬浮起来以及与气泡有效的黏附<sup>[23]</sup>。以上这个模型是污水处理厂生物泡沫的形成基础<sup>[24]</sup>。

#### 1.1.1 气泡

好氧曝气是气泡的主要产生源。因为好氧池活性污泥极少产  $H_2S$  气体,微生物反硝化产生的  $N_2O$ 、 $N_2$  等气体虽然可能起到一定程度的辅助作用,但是相比于人工曝气,这种效应微小,可以忽略<sup>[25]</sup>。研究表明曝气过程中气泡的大小由曝气方法以及混合液体的粘度、表面张力等因素决定。0.44 mL的气体足以浮选1 mg的干物质,气泡尺寸越小越能增加这种浮选系统中微生物在气液界面富集的能力<sup>[26-27]</sup>。

#### 1.1.2 表面活性剂

生化池的表面活性剂来源于进水以及活性污泥中微生物的合成,随着现代洗涤剂中使用可迅速降解的表面活性剂的比例越来越高,一般不会在活性污泥中积累<sup>[28]</sup>。人们更关注活性污泥中表面活

性物质的生物来源及种类。几乎所有的微生物都可以向环境中分泌脂类、蛋白质等物质, 这些物质具有表面活性<sup>[15]</sup>。一些活性污泥中的微生物在营养匮乏或者营养失衡的条件下可以大量分泌表面活性物质。例如 *Pseudomonas aeruginosa* 可以分泌鼠李糖脂、*Acinetobacter calcoaceticus* 可以在氨基酸缺乏时在细胞表面形成乳化剂<sup>[29]</sup>。更多的细菌产生表面活性物质是为了乳化污水中的疏水营养物质以便更好地利用它。例如 *Rhodococcus erythropolis* 在十六烷或其他长链烷烃的培养基中会分泌磷脂类表面活性物质<sup>[30]</sup>。

### 1.1.3 疏水颗粒

生化池中主要的疏水颗粒来自活性污泥中具有疏水性细胞表面的微生物。这种疏水性是由于革兰氏阴性细菌的脂蛋白、脂多糖以及磷脂类物质以及革兰氏阳性细菌的多肽等结构造成<sup>[31]</sup>。研究表明许多细胞壁含分枝菌酸的放线菌类(*Mycolata*)具有强烈的疏水性。例如在亲水性碳源培养基中生长的 *Gordonia amarae* 在加入烷烃进行疏水性测试时, 有超过 90% 的细胞进入烷烃相<sup>[24]</sup>。这些疏水细菌是导致泡沫稳定存在的关键。实验室模拟将细胞从溶液中过滤掉之后, 溶液的泡沫产生潜势和稳定能力都迅速下降<sup>[28]</sup>。当然细胞的疏水性强弱也会受到培养基质和环境条件的强烈影响。一些微生物在受碳源限制的饥饿阶段, 通过释放多糖类黏液使其细胞表面疏水性增强<sup>[32]</sup>。

### 1.2 生物泡沫的程度表征

对生物泡沫进行描述和程度表征是解决问题的基础。目前已有的一系列判断发泡能力的实验方法各有优劣, 有些方法不能同时应用于实际污泥样本和实验室微生物纯培养实验, 造成了研究之间、模拟和实际情况的割裂<sup>[33]</sup>。最简单的判断生物泡沫生成潜势和稳定能力的是对一定体积量筒内的活性污泥进行模拟标准速率的曝气, 通过泡沫的体积以及稳定时间进行分级。或者反复浮选, 通过测定曝气后和曝气前悬浮固体质量的比例进行分级。这两种方法能在短时间内得到结果, 但是往往并不

能代表曝气池的实际状态<sup>[34]</sup>。其次是细胞表面疏水性(Cell surface hydrophobicity, CSH)实验, 将混合溶液中的微生物在水相和疏水相进行分配, 通过对处理前后水相吸光度的测定, 判断活性污泥的发泡能力。这种方法在实验室纯菌的培养实验中效果较好, 实际活性污泥样品很容易受到污水中复杂物质的影响<sup>[31,35]</sup>。表面张力法则是利用导致生物泡沫的细菌使溶液表面张力下降的特性, 可以同时在实际污泥混合液和纯培养溶液中应用。但是同 CSH 实验一样, 表面张力只是泡沫性质的一个方面, 也容易受到污水中固体颗粒的影响<sup>[36-37]</sup>。最后则是通过对泡沫中丝状微生物识别和密度状态进行分类: 研究表明活性污泥生物泡沫层中富集了大量不同类型的长丝状微生物, 这些丝状细菌是引起生物泡沫的主要微生物。通过对泡沫样本进行革兰氏、奈瑟染色等不同染色方法, 在相差显微镜下记录计数网格内的菌丝数目或者通过靶向 rRNA 的特异性荧光探针标记(FISH)鉴定泡沫中的丝状细菌类型和数量是目前最流行的方法<sup>[38-42]</sup>, 可以较好地还原实际污泥和模拟菌液中的微生物状态。但是这两种方法需要娴熟的技术以及完备的实验室支持, 同时需要一定的时间才能得到准确结果。最近, Fryer 等<sup>[33]</sup>提出了一个综合的泡沫浮渣指数(Foam scum index, FSI)来评估活性污泥生物泡沫的特性, 包括了泡沫颜色、气泡大小、稳定性、覆盖面积、丝状细菌、起泡潜势以及总悬浮固体含量等 7 个维度, 通过路径分析和结构方程模型赋予不同维度特征以不同的权重, 得到最终的 FSI, 指数数值与生物泡沫严重程度有较好的线性相关关系。

### 1.3 生物泡沫的主要类型

生物泡沫与正常的活性污泥相比具有非常黏腻的外观, 泡沫中富集了大量丝状微生物是生物泡沫最重要的特性。丝状微生物作为活性污泥絮体的骨架, 附着了大量形成菌胶团的功能微生物, 是活性污泥的重要组成部分。Eikelboom<sup>[39,43]</sup>以及 Jenkins 等<sup>[5]</sup>作为丝状细菌形态分类的先驱, 通过丝状细菌的分枝结构、运动性、菌丝形态、分布位

置、附着细菌类型、细胞间鞘隔膜、细胞的大小形态、染色反应、内染颗粒有无等繁杂而精细的步骤,从市政污水厂中识别到 30 多种不同类型的丝状细菌。但是这种利用原核生物的形态特征鉴别的方法是极不可靠的,即使是经验丰富的科研人员也很难分清同种生物在不同培养状态下的形态差异或者亲缘关系上差异巨大的微生物所表现出来的同种形态<sup>[9,44]</sup>。以 16S rRNA 标记基因为代表的分子生物学的发展,极大地方便了人们对丝状细菌的识别。Guo 等<sup>[45]</sup>对引起活性污泥沉降问题的丝状细菌的 16S rRNA 基因序列进行了系统的整理,证实一些 Eikelboom 分类系统中的丝状细菌其实是由分类地位相距较远的不同类别的丝状细菌组成。大量的研究结果显示:虽然造成活性污泥膨胀的丝状细菌类型丰富,多种丝状细菌的不正常增殖均可造成污泥膨胀。但是生物泡沫问题基本上由 2 种丝状细菌类型造成,分别是诺卡氏型丝状细菌(*Nocardioform filamentous bacteria*)和微丝菌(*Candidatus Microthrix parvicella*)<sup>[46-47]</sup>。

### 1.3.1 诺卡氏型

诺卡氏型来源于“*Nocardioform*”,是早期为了方便污水厂的工作者对活性污泥的日常监测,对可以通过显微镜看到的具有放线状外观的丝状细菌的习惯性称呼。诺卡氏型丝状细菌是一类异养好氧、具有明显真分枝的革兰氏阳性细菌。丝状体在活性污泥絮体和外部液体中存在,长 5.0–30  $\mu\text{m}$ 、宽 1.0  $\mu\text{m}$ 。单个细胞的形状不规则、缺少细胞外鞘和附着生长、无运动性。其包括两种分枝形式:直角分枝状丝状细菌(*Gordonia amarae* like organisms, GALO),代表类型为 *Gordonia amarae*<sup>[48]</sup>;具有不同锐角角度、类似松树外观的丝状细菌(Pine tree like organisms, PTLO),PTLO 所有的纯培养菌株证明其都属于同一个物种 *Skermania piniformis*<sup>[49]</sup>。*Gordonia amarae* 最早从生物泡沫被发现和研究,在澳大利亚、香港、美国加州等地是引发生物泡沫问题的主要微生物<sup>[8,12,16,50]</sup>。目前的研究发现诺卡氏型丝状细菌其实来自 *Corynebacteriales* 的

多个属,这些微生物的细胞壁富含脂质(主要是分枝菌酸)并且具有高度疏水性<sup>[15,51-52]</sup>,因此这一类丝状细菌也叫 *Mycolata*。迄今为止,经过分类学家重新整理分类,诺卡氏型丝状细菌包括了 *Nocardia*、*Gordonia*、*Rhodococcus*、*Skermania*、*Corynebacterium*、*Dietzia*、*Tsukamurella*、*Williamsia* 以及 *Mycobacterium* 等<sup>[51]</sup>。这一类型丝状细菌的典型生理特性如表 1<sup>[53]</sup>所示,纯培养实验的数据和通过放射自显影——荧光原位杂交技术(FISH-MAR)得到的数据略有差异<sup>[54-55]</sup>。纯培养实验显示 *G. amarae* 为严格好氧,而原位状态下 *G. amarae* 可以在缺氧条件下以硝酸盐作为电子受体。同样的差异也体现在 *S. piniformis* 上,不同研究结果中其是否分泌脂肪酶以及吸收油酸和棕榈酸存在争议<sup>[56]</sup>。现有的生理生态数据表明诺卡氏型丝状细菌具有非常高的储存营养物质的能力,例如多聚磷酸盐和聚羟基脂肪酸酯,这可能是他们能够在泡沫这种营养限制环境中生存或者富集在泡沫中的原因<sup>[57-59]</sup>。诺卡氏型丝状细菌可以利用多种形态的碳源、氮源和磷源。当污水中含有丰富的疏水性营养物质时,这种竞争优势更加明显<sup>[25,60-61]</sup>。当以正十六烷和正十八烷培养诺卡氏型丝状细菌时,其脂质物质的含量达到细胞干重的 70%。在一些研究中还发现其可以在 5  $^{\circ}\text{C}$  低温条件下降解原油、石蜡<sup>[62]</sup>。表面活性物质(吐温 40、吐温 60)也可以为其提供脂肪酸类组分作为细胞壁脂质的合成前体。还有一些种类的诺卡氏型丝状细菌例如 *Rhodococcus* sp. 可以在活性污泥碳源低负荷时,利用  $\text{CO}_2$  作为碳源生长<sup>[60]</sup>。

### 1.3.2 微丝菌

过去很长一段时间,诺卡氏型丝状细菌被认为是造成生物泡沫现象的唯一丝状细菌,然而一系列研究表明,另外一种已被证明可以引起严重污泥膨胀的革兰氏阳性丝状细菌 *Candidatus Microthrix parvicella* 也会在泡沫中选择性富集<sup>[63-64]</sup>。在南非,有一半以上的生物泡沫是由微丝菌造成的<sup>[40]</sup>。在英国 5/6 的泡沫中含有 *M. parvicella*<sup>[65]</sup>。澳大利亚的

表 1 诺卡氏型丝状细菌和微丝菌在纯培养和原位状态生理性质<sup>[53]</sup>

Table 1 The physiology of Nocardioform filamentous bacteria and *Candidatus Microthrix parvicella* in pure culture and *in situ*<sup>[53]</sup>

| 性质<br>Property                  | 纯培养 Pure culture   |                                  |   |   | 原位 In situ   |  |                                      |  |
|---------------------------------|--|----------------------------------|---|---|--|--|--------------------------------------|--|
|                                 | <i>G. amarae</i>   | <i>S. piniformis</i>             | <i>M. parvicella</i>                          | <i>M. calida</i>                              | <i>G. amarae</i>   | <i>S. piniformis</i>   | Other<br>Nocardioform<br>bacteria    | <i>M. parvicella</i>   |
| Electron-acceptors              | O <sub>2</sub>   | O <sub>2</sub>                   | O <sub>2</sub> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> | O <sub>2</sub> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> | O <sub>2</sub> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> | O <sub>2</sub> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> | O <sub>2</sub>                       | O <sub>2</sub> , NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> |
| Storage compounds               | ND   | ND                               | Lipid   | Lipid   | PHA PolyP  | PHA PolyP  | ND                                   | Lipid PolyP  |
| Surface properties              | ND   | ND                               | ND  | ND  | Hydrophobic  | Hydrophobic  | ND                                   | Hydrophobic  |
| Exoenzymes                      | ND   | Esterase<br>Lipase               | ND  | Esterase<br>Lipase<br>Galactosidase           | Esterase<br>Lipase<br>Phosphatase  | Chitinase<br>Esterase<br>Lipase<br>Glucuronidase<br>Phosphatase              | ND                                   | Esterase<br>Lipase   |
| Short chain fatty acids         | Acetate<br>Butyrate<br>Propionate<br>Pyruvate<br>Succinate<br>Malate | Acetate                          | Acetate<br>Pyruvate                           | -   | Acetate<br>Propionate  | Acetate<br>Propionate  | Acetate<br>Propionate                | -  |
| Long chain fatty acids          | Tween-20,<br>40, 60  | Trioleate<br>Tween-20,<br>40, 60 | Oleate<br>Tween-40,<br>60, 80                 | -   | Palmitate  | Oleic acid<br>Palmitate<br>Trioleate   | Oleic acid<br>Palmitate<br>Trioleate | Oleic acid<br>Palmitate<br>Trioleate   |
| Monosaccharides                 | Fructose<br>Glucose<br>Mannose                                       | Glucose<br>Mannose               | -   | -   | Glucose  | -  | Glucose                              | -  |
| Polysaccharide                  | Saccharose<br>Trehalose  | ND                               | ND  | -   | ND   | ND   | ND                                   | ND   |
| Alcohols                        | Ethanol  | Sugars<br>alcohols               | -   | -   | -  | -  | Ethanol                              | -  |
| Amino acids                     | ND   | -                                | Casamino<br>acids                             | -   | Glycine  | Glycine  | Glycine                              | -  |
| Thymidine                       | ND   | ND                               | ND  | ND  | -  | ND   | Yes                                  | -  |
| Bicarbonate<br>and thiosulphate | ND   | ND                               | ND  | ND  | ND   | ND   | ND                                   | -  |
| Complex compounds               |  | Yeast extract                    | R2A Yeast<br>extract                          | MSV agar<br>(No carbon<br>source)             |  |  |                                      | ND   |

注: ND: 低于检测限; -: 无数据.

Note: ND: Not determined; -: No data.

研究则发现 62.1%的泡沫中含有 *M. parvicella*, 24.2%的泡沫中 *M. parvicella* 占据主导<sup>[66]</sup>。对欧洲的调查也发现这种微生物快速成为生物泡沫中的主导微生物<sup>[15]</sup>。以微丝菌作为主导的泡沫事件的增多表明水质变化可能为这种微生物制造了一个新的生态位。

*M. parvicella* 呈不规则的卷曲状, 在活性污泥絮体内部、表面环绕。其宽度在 0.6–0.8 μm, 长度 50–200 μm。丝状体内部不能看到单个细胞, 缺少细胞外鞘。丝状体无分枝、无运动性<sup>[39]</sup>。系统发

育学分析表明 *M. parvicella* 是放线菌门放线菌纲中一个分枝很长、进化较独立的类群<sup>[67]</sup>。最近从处理工业污水的活性污泥样本中分离得到了另外一种微丝菌 *Candidatus Microthrix calida*, 与 *M. parvicella* 相比, 它的丝状体较薄, 16S rRNA 基因序列相似性在 95.7%–96.7%<sup>[68]</sup>。目前很少有研究认为 *Microthrix calida* 对活性污泥膨胀和生物泡沫的形成具有显著影响<sup>[53]</sup>。微丝菌的生理特性如表 1 所示。在原位 FISH-MAR 实验中, *M. parvicella* 可以利用长链脂肪酸(LCFAs)如油酸、三油酸、棕

桐酸盐。可以在好氧和厌氧状态下利用营养物质并将其转化为脂质物质储藏在细胞内。其长丝状形态只在硝酸盐或氧作为电子受体的条件下生长。微丝菌有酯酶和脂肪酶活性,虽然微丝菌细胞壁中不含分枝菌酸,但是表面具有高度疏水性并且可以水解、摄取并生长在脂质类物质上<sup>[69]</sup>。Tandoi 等发现 *M. parvicella* 在含短链脂肪酸的培养基中也生长良好<sup>[70]</sup>。*M. parvicella* 对高氧浓度胁迫敏感,其更适合在微氧环境下生长<sup>[71]</sup>。

## 2 影响生物泡沫的环境因素

### 2.1 温度

诸多研究表明,泡沫问题随着季节变化而循环往复或轻重变换,那么温度无疑是其中最重要的因素<sup>[72-73]</sup>。有文献表明,在水温较高时,引起污泥发泡主要是 *Gordonia amarae*<sup>[16]</sup>,在水温较低时,引起污泥发泡主要是 *Microthrix parvicella*<sup>[74]</sup>。根据诺卡氏型丝状细菌纯培养实验数据,其可以在比较广的温度下生存,特别是 *Rhodococcus* 属。生物泡沫中分离得到的 *Rhodococcus rhodochrous* 和 *Rhodococcus equi* 可以在 10–40 °C 范围正常生长<sup>[72]</sup>。Schwarz 等分离的一株 *Rhodococcus* 属细菌可以在 4 °C 生长<sup>[75]</sup>。因此如果在其他生长条件满足的情况下,这些潜在的丝状细菌在很广的温度范围内都可以引发生物泡沫。另外一种重要的诺卡氏型丝状细菌 *Skermania piniformis*,其生长温度范围相对较窄(15–31 °C),但是已经足够覆盖大部分温带地区。即使在寒冷的冬季,污水厂为了保证处理效果,其水温一般保持在 10 °C 以上<sup>[76]</sup>。*Skermania piniformis* 的生长速率非常缓慢,在最适温度下 18–25 °C,需要两周以上达到最大生物量<sup>[77]</sup>。对于 *M. parvicella* 而言,其最适生长温度为 25 °C,但能够在 7 °C 环境下生存,当水温高于 35 °C 时停止生长,这种耐寒的特性使其在寒冷季节具有显著的竞争优势<sup>[71]</sup>。一些研究表明,只有污泥混合液的温度在 12–15 °C 维持一段时间后,才会发生由其主导的生物泡沫和污泥膨胀<sup>[71]</sup>。另外,对于丝

状细菌来说,能够在较高的温度下生长也非常重要,因为生物泡沫常常受到太阳直射,其温度甚至高于周围空气的温度。一旦泡沫形成,泡沫层微生物需要忍受 40–50 °C 的高温。例如 Soddell 等在 40 °C 污泥中分离出了 *Rhodococcus* 属丝状细菌<sup>[72]</sup>。总之,诺卡氏型丝状细菌具有多种类型,其生长温度范围各异,在不同季节的泡沫中可能存在不同种类的诺卡氏型丝状细菌之间的竞争和演替<sup>[16]</sup>。发泡事件可能不受温度主导,而是由温度的变化触发<sup>[9,72]</sup>,因为温度会同时影响氧气、脂质在水中的溶解度等其他因素<sup>[9]</sup>。

### 2.2 营养物质

诺卡氏型丝状细菌可以利用污水中多种组分,包括碳水化合物(单糖、多糖等)、氨基酸、脂肪、短链和长链脂肪酸、芳香羧酸、联苯、对甲酚、噻吩以及喹诺酮类多种难降解芳香类有机物质<sup>[78-81]</sup>,同时还可以通过与活性污泥中其他微生物的共代谢,降解苯酚、甲基苯、氯苯等<sup>[82]</sup>,诺卡氏型丝状细菌多样的代谢能力能够在活性污泥中占据牢固的生态位。也有一些研究认为 *Gordonia amarae* 和 *Rhodococcus ruber* 在不外加果糖的灭菌污泥中不能生长,也不能在过滤掉疏水性固体成分的污水中生长<sup>[15]</sup>,表明这些底物和培养条件对诺卡氏型丝状细菌的生长至关重要。对于氮和磷元素,Lemmer 等认为污水氮磷元素缺乏不会影响生物泡沫的产生,因为诺卡氏型丝状细菌可利用的氮源类型广泛,并且可以合成聚磷酸盐、聚 β-羟基丁酸、聚羟基脂肪酸储存起来<sup>[83]</sup>。对于 *M. parvicella* 而言,其主要利用油酸和吐温 80,也可以利用碳链更短一些的硬脂酸(吐温 60)、棕榈酸(吐温 40)、月桂酸(吐温 20),但是其很少利用中长链脂肪酸(如辛酸)或者挥发性小分子有机酸(如乙酸和丁酸),不利用果糖、葡萄糖、柠檬酸、琥珀酸和乳酸。*M. parvicella* 是第一种被认定具有积累脂质能力的活性污泥微生物(Lipid accumulation organism, LAO)<sup>[69]</sup>。*M. parvicella* 需要甲硫氨酸或者半胱氨

酸、硫化钠、硫代硫酸钠作为还原硫基质<sup>[71]</sup>。也有研究认为 *M. parvicella* 可以利用一系列简单的碳源<sup>[70]</sup>。但是在活性污泥多种微生物竞争的条件下, 微丝菌更容易利用难降解、更复杂的长链脂肪酸。纯培养实验仅显示了该菌的生理潜能, 在原位活性污泥中则体现了其生态功能<sup>[71]</sup>。对于诺卡氏型丝状细菌和微丝菌来说, 其碳源利用最大的特征是对疏水性底物例如油、酯等缓慢降解底物的吸收利用<sup>[56]</sup>。有充分的研究证明 *Rhodococcus* 和 *Gordonia* 容易吸附长链烷烃和脂肪酸, 当这类底物在污水中处于高负荷水平时便会造成诺卡氏型丝状细菌的迅速增殖<sup>[84]</sup>。在低浓度负荷下则会造成微丝菌的增殖<sup>[85]</sup>。有研究显示, 在低负荷的活性污泥系统或者在泡沫层(污泥混合液中的营养物质与之隔离)中, 死亡细胞上浮裂解是一个重要的营养来源, 裂解的细胞可以释放脂肪酸类和磷脂等, 被用作营养<sup>[86]</sup>。另外, 在疏水底物以及营养缺乏条件下, 诺卡氏型丝状细菌产生的生物表面活性物质是生物泡沫中非常重要的一环。*Gordonia amarae* 可以在十六烷等疏水底物培养下产生表面活性物质, 在十六烷和醋酸混合碳源下产量更高。在具有液体石蜡的培养基中生长时其细胞培养液的表面张力显著降低, 同时石蜡的乳化活性增加<sup>[87]</sup>, *Gordonia amarae* 可以以自己分泌的这类表面活性物质作为唯一碳源, 这说明污水中存在的油脂类物质也许会促进活性污泥中生物表面活性剂的生成<sup>[36]</sup>。

### 2.3 pH

一般来说, 市政污水的 pH 相对比较稳定, 在 6.0–8.0 范围内。在此范围内, 诺卡氏型丝状细菌和微丝菌均可以生长, Cha 等研究表明, pH 在 6.5 时诺卡氏型丝状细菌生长最好<sup>[88]</sup>。Pitt 和 Jenkins 的研究发现以纯氧曝气的污水厂比空气曝气的污水厂更容易产生生物泡沫<sup>[8]</sup>。空气曝气的污泥混合液 pH 均值为 7.0, 纯氧曝气的污泥混合液 pH 均值为 6.5。纯氧曝气混合液接触到的气相中含有更多的 CO<sub>2</sub>, 因此它的 pH 更低。当污泥混合液 pH 从

7.0 下降到 6.5 时会导致诺卡氏型丝状细菌的数量增加 20%左右<sup>[5]</sup>。另外, 诺卡氏型泡沫的发生通常与硝化过程的启动有关。一方面需要增加曝气池的细胞停留时间(Mean cell residence time, MCRT)以便使硝化细菌生长;另一方面硝化作用会降低污水的碱度, 从而使污水 pH 值降低, 因此更适合诺卡氏型丝状细菌的生存。对于 *M. parvicella* 来说, 其生长的 pH 范围在 7.1 到 8.0。纯培养时, 培养基的 pH 会随着微丝菌的生长产酸从 8.0 降低到 7.6。不同微丝菌的菌株也有差异, 有的菌株对 pH 不敏感, 在 6.7–8.0 的范围内都能维持最大的生长速率, 直到 pH 升至 8.4 时, 生长速率才略微下降<sup>[70]</sup>。另外 pH 也会影响带负电的细菌表面与水/空气界面的有机物质之间的界面交互作用。丝状细菌作为一种特殊的胶体颗粒, pH 的改变会调节其与界面的黏附静电力, 从而影响泡沫的稳定<sup>[13]</sup>。

### 2.4 溶解氧

一般认为诺卡氏型丝状细菌是严格好氧细菌。*Gordonia amarae* 纯培养实验表明其在厌氧条件下(无硝酸盐、无氧气)或缺氧条件下(含硝酸盐、无氧气)不能生长或者摄取乙酸盐<sup>[77]</sup>。但是原位实验发现这类丝状细菌可以利用硝酸盐, 只是生长被抑制<sup>[54]</sup>。微丝菌 *M. parvicella* 则可以在较广的氧浓度范围内生长, 但是其最适生长条件是微氧状态。在低溶解氧浓度(大约 0.4 mg/L)时形成很长且规则的丝状体, 而在较高浓度的溶解氧状态下丝状体内部的细胞变空, 丝状体破碎<sup>[71]</sup>。由此表明, 低溶氧浓度可能利于微丝菌的生长, 至少利于丝状体的形成。在低溶氧状态下微丝菌易在活性污泥微生物中具有代谢优势从而过度增殖, 而高溶解氧浓度(>6 mg/L)对微丝菌是有害的, 会抑制其生长<sup>[71]</sup>。

### 2.5 污泥龄(Sludge retention time, SRT)/平均细胞停留时间(MCRT)

SRT 或者 MCRT 在诸多报道中认为与生物泡沫事件发生相关, 但是两者之间的联系并不能准



确预测<sup>[9,12]</sup>。研究表明,延长的 SRT 确实与污泥混合液中诺卡氏型丝状细菌的细胞含量有显著的正相关关系,这是因为他们的生长速率相对于好氧曝气池的其他可以形成絮体的微生物要慢的多<sup>[50]</sup>,通常认为诺卡氏型丝状细菌只在较长污泥龄的污水厂出现<sup>[7]</sup>。诺卡氏型丝状细菌在营养最优条件下的世代时间为 4–13 h<sup>[89]</sup>。相比于活性污泥中一些世代时间在几十分钟的微生物要长得多<sup>[15]</sup>。在固体培养基中, *Rhodococcus* 需要 3–4 d 形成肉眼可见菌落, *Gordonia* 需要 4–7 d, 而 *Skermania piniformis* 需要长达 10–21 d。对于微丝菌 *M. parvicella* 来说,其形成菌落需要 6–10 d, 最大生长速率值( $\mu_{\max}$ )为  $0.3\text{--}1.4\text{ d}^{-1}$ , 同样需要较高的泥龄才能在生化池中生存<sup>[5,90]</sup>。对美国科罗拉多州市政污水厂的调查显示,一般污泥龄在 10 d 以上时, *M. parvicella* 会造成生物泡沫问题<sup>[71]</sup>。当然污泥龄与温度有关,丝状细菌的生长速率随温度变化,因此在不同季节形成生物泡沫的污泥龄阈值是不同的。

### 3 生物泡沫的调控策略

#### 3.1 调控污泥龄(SRT)

通过 2.5 的论述,可以发现丝状细菌是一类生长速率较慢的微生物。Asvapathanagul 等对美国加州全尺度污水厂 2009 年 1 月到 3 月运行数据的分析发现:当 SRT 降至 4 d 的时候,污泥混合液中诺卡氏型丝状细菌的浓度低了一个数量级<sup>[9]</sup>。在同样的 24 °C 水温条件下,Cha 等的研究认为 1.6 d 的 MCRT 或 SRT 可以将诺卡氏型泡沫冲洗掉<sup>[88]</sup>。Noutsopoulos 等则认为在污泥龄为 6 d 时泡沫问题可以消除,在污泥龄 < 5.7 d 时,这些导致泡沫问题的丝状细菌的生长被显著的抑制<sup>[91]</sup>。Pipes 的研究认为当污泥龄在 9 d 以内时,泡沫问题就不会出现<sup>[92]</sup>。然而在冬季低温、异养菌生长缓慢的时候,如此短的污泥龄将会对絮体粒径产生不利的影响。因为细菌细胞外聚合物形成于它们达到最大生长速率的 30–40 h 以后,良好的污泥絮体形成需要至少 3.3 d<sup>[93]</sup>。一个可以有效去除 BOD 的污水厂一般

需要在污泥龄 > 10 d 的情况下运行<sup>[91]</sup>。另外,污水厂以短泥龄运行可能会同时淘汰氨氧化细菌,对氨氮的去除过程造成风险,因为氨氧化细菌的净生长速率与许多丝状细菌差不多<sup>[94]</sup>。因此, SRT 的调控策略是受到限制的。脱氮污水厂为了保证硝化处理效果,其污泥龄的设计时间往往需要在 10–20 d<sup>[95]</sup>。Seviour 和 Nielsen 对调控污泥龄的这种方法提出了质疑<sup>[96]</sup>。因此后来进行的污泥龄调控研究考虑到了硝化过程的稳定化,例如生物投加法帮助保持系统中留存更多的硝化细菌<sup>[97–98]</sup>。关于降低污泥龄策略的另一个挑战是合理计算污泥龄:一般情况下二沉池的污泥浓度不考虑在内,这会造成污泥龄计算的偏差<sup>[15]</sup>,并且当泡沫已经形成稳定的生物层后,它会长时间的存在于曝气池中,这一部分的污泥龄是很难计算并改变的<sup>[7]</sup>。

#### 3.2 物理化学方法

物理方法主要包括喷洒水及人工或机械清理。喷洒水是一种简单的物理方法,但是被水喷散的泡沫仍然存在于混合液中,所以不能根本消除泡沫现象。通过人工或机械将泡沫打捞清除,会增加生产成本,后续如何处置这些生物泡沫仍是很大的难题<sup>[5]</sup>。化学方法主要包括投加氧化剂和消毒剂(氯、次氯酸、过氧化氢、臭氧、季铵盐等)或者混凝剂[聚丙烯酰胺、聚合氯化铝(Polyaluminium chloride, PAX)、氯化亚铁、氯化铁等]。Goi 等通过向曝气池通入臭氧(臭氧消耗率 2–6 mL/L),结果发现诺卡氏型丝状细菌的过度增长被显著抑制,曝气池和二沉池表面的生物泡沫消失,并且还促进了硝化过程的进行,提升了污泥沉降性,对出水质量的影响也很小<sup>[99]</sup>。Lemmer 和 Kroppensted<sup>[83]</sup>通过向实际污水厂添加 4 mg/L 的  $\text{FeCl}_3$  成功控制了 *Rhodococcus* 导致的生物泡沫,铁盐的加入同时促进了磷酸盐的去除效率。但是另外在实验室中的研究显示,10 mg/L 的铁盐只抑制了 *Gordonia amarae*, 而对 *Rhodococcus* 没有影响<sup>[15]</sup>。还有实验采用聚丙烯酰胺阳离子聚合物,在 0.5 mg/L

的剂量下有效地控制了由 *Gordonia amarae* 导致的泡沫问题<sup>[100-101]</sup>。对于微丝菌 *M. parvicella* 而言, 氯可以破坏微生物的细胞壁结构, 影响其代谢功能<sup>[102]</sup>。研究表明 10 g Cl/(kg SS·d) 的剂量可以在一周内逐渐缓解严重的生物泡沫和膨胀问题<sup>[64]</sup>。其中氯施加的总量是非常重要的, 低于这个剂量则会像一些其他的实验结果一样对微丝菌 *M. parvicella* 无效<sup>[103]</sup>。但是污泥氯化处理后会对其活性污泥絮体产生一定负面影响。氯会破坏活性污泥絮体, 非选择性杀灭了活性污泥中的功能性自养菌和异养菌, 抑制有机物去除和硝化作用, 使污泥沉降性变差。原水和氯反应后, 会产生很多三卤甲烷类消毒副产物<sup>[102,104-105]</sup>。Hwang 对微丝菌型泡沫的控制实验发现, 无论代谢选择、生长动力选择、SRT、F/M 控制都不能抑制 *M. parvicella* 的过度增殖。在氯、丙烯酰胺阳离子聚合物和氨基聚合物 3 种化学试剂中, 氨基聚合物是最有效的物质, 其没有造成出水水质的恶化<sup>[103]</sup>。也有一些研究结果认为聚合氯化铝 (PAX-14) 可以抑制微丝菌造成的生物泡沫<sup>[106]</sup>。建议在回流污泥中添加 PAX-14 [2-3 g Al/(kg SS·d)] 至少 3 周时间, 这样对水质影响较小<sup>[71]</sup>。Mamais 等认为 PAX-14 控制生物泡沫的添加量要达到 3.5-4.5 g Al/(kg SS·d)<sup>[100]</sup>。PAX-14 的作用机制是影响微丝菌细胞壁疏水性从而减少其选择竞争优势, 减缓对疏水性底物的代谢。同时 PAX-14 也可以通过絮凝作用将脂质类物质从液相中清除<sup>[107]</sup>。这些化学方法可以立竿见影的消除生物泡沫现象, 但是由于其他导致生物泡沫发生的因素并没有消除, 这种效果只是暂时性的。

### 3.3 生长动力学策略及选择器

目前有关丝状细菌在活性污泥中过度增殖存在一些假设和理论, 这些假设和理论试图用一种普遍的方案来解决丝状细菌过度增殖所导致的生物泡沫和污泥膨胀问题。主流理论包括扩散选择理论 (Diffusion-based selection)、生长选择理论 (Kinetic selection)、储存选择理论 (Storage selection)、氧化

氮假说 (Nitric oxide hypothesis) 等<sup>[108]</sup>。扩散理论认为丝状细菌的形态有助于其在低营养浓度和低氧浓度情况下对底物的吸收, 认为丝状细菌和非丝状细菌的竞争优势是因为丝状细菌的表面积/体积 ( $A/V$ ) 更高, 特别是在底物浓度较低的情况下, 高  $A/V$  有利于生物体生长, 因为高  $A/V$  比的细胞更容易传质。因此在低底物浓度下会导致相对较高的生长速率。后来这个理论经过发展, 认为丝状细菌很容易伸到絮凝体之外, 因此当絮体在低底物浓度下生长时, 丝状细菌可以比絮体内部的非丝状细菌更占优势<sup>[109]</sup>。Ben-Jacob 等在纯培养实验中也发现菌落形态依赖于基质梯度, 低基质浓度会导致污泥絮体更开放, 丝状体更明显<sup>[110]</sup>。生长选择理论与扩散理论有一些相似, Chudoba 等将污泥絮体的沉降特性和曝气池中污泥和营养物的混合特征相联系, 其认为具有较大基质浓度梯度的曝气系统可以抑制丝状细菌的生长<sup>[111]</sup>。Chudoba 等认为丝状细菌是生态学中的 K 策略者, 他们生长缓慢, 其最大生长速率 ( $\mu_{max}$ ) 和亲和常数 ( $K_s$ ) 比 R 策略者的非丝状絮体形成菌要低<sup>[111]</sup>。因此, 在底物浓度较低的系统 (通常  $C_s < K_s$ ), 比如连续完全混合的处理系统, 丝状细菌将会比非丝状细菌的生长速率更高, 赢得对底物的竞争优势<sup>[12]</sup>。以这种理论为依据, 底物浓度高的推流式反应器或者序批式反应器 (Sequencing batch reactor, SBR) 中, 丝状细菌的生长速率低于其他细菌, 因此不易发生污泥沉降问题。国内学者比较了 AO、AAO、多点回流和多点进水等不同工艺模式, 认为 AO 模式的负荷梯度最大 (0.54 kg COD/kg SS·d), 可能缓解冬季微丝菌的过度增殖<sup>[112]</sup>。储存选择理论认为丝状细菌和非丝状细菌具有不同的储存营养物质的能力。在营养匮乏时期, 这些储存的物质可以被代谢产生能量和蛋白质。但是具体哪类细菌的能力更强仍存在矛盾和争论<sup>[113-115]</sup>, 但是这种储存和消耗能力的差异仍是选择器这种控制方法的重要理论依据。Casey 等提出的氧化氮假说则认为丝状细菌和非丝状细菌在

不同的脱氮机制下竞争有机底物<sup>[116-118]</sup>，这个假说认为亚硝酸盐和 NO 共同调节反硝化作用，这两种反硝化中间产物在非丝状细菌的絮体中累积，而在丝状细菌中不累积。假定丝状细菌只进行反硝化到亚硝酸盐的步骤，因此不累积中间抑制产物 NO，在这种条件下，丝状细菌又可利用难降解有机物，从而形成了竞争优势<sup>[108]</sup>。

由以上活性污泥微生物生长动力学理论衍生了选择器这种控制策略。选择器(Selector)是指一个混合池或通道，让回流污泥进入曝气池前先流经这里，是生物反应器的初始部分<sup>[102]</sup>，具有较高的可快速生物降解有机物去除率，在选择器中几乎所有的易降解有机物都在这里去除<sup>[5]</sup>。在拥有选择器的系统中，微生物会经历巨大的营养浓度波动。在高速生长状态下，微生物细胞储存营养基质(图 2B-D)，在低营养状态下消耗这些物质(图 2A)<sup>[119]</sup>。选择器可以通过食微比(F/M ratio)、溶解氧、电子受体、SRT 等多种条件抑制目标丝状

细菌的过度增长<sup>[5]</sup>。生物选择器根据其供氧条件通常有 3 种类型：好氧、缺氧和厌氧如图 2 所示。选择器可以选择性促进形成污泥絮体的微生物生长、抑制引起泡沫的丝状细菌的生长，或者将丝状细菌选择性富集到一定位置后清除，以控制它们在污泥混合液中的种群数量。Cha 等用好氧选择器对诺卡氏型泡沫的控制进行了实验，结果显示在 20 °C、溶解氧浓度最低为 5 mg/L 的时候，污泥混合液中的诺卡氏型丝状细菌在选择器中 SRT 为 2-3 d 时上升，之后逐渐下降，一直到 SRT 为 7.5 d 实验结束<sup>[88]</sup>。另一实验结果显示选择器中 SRT 为 5 d 时可以控制诺卡氏型丝状细菌的浓度，SRT>10 d 后这种效果逐渐消失<sup>[5]</sup>。另外，当 SRT>10 d，温度大于 20 °C 时，硝化过程可以顺利进行，此时给缺氧选择器控制诺卡氏型丝状细菌带来机会。缺氧选择器的主要控制参数为 RBCOD (Rapid biodegradation chemical oxygen demand)/NO<sub>3</sub><sup>-</sup>-N，当 RBCOD 在 40 mg/L，NO<sub>3</sub><sup>-</sup>-N 在 5 mg/L 时可以

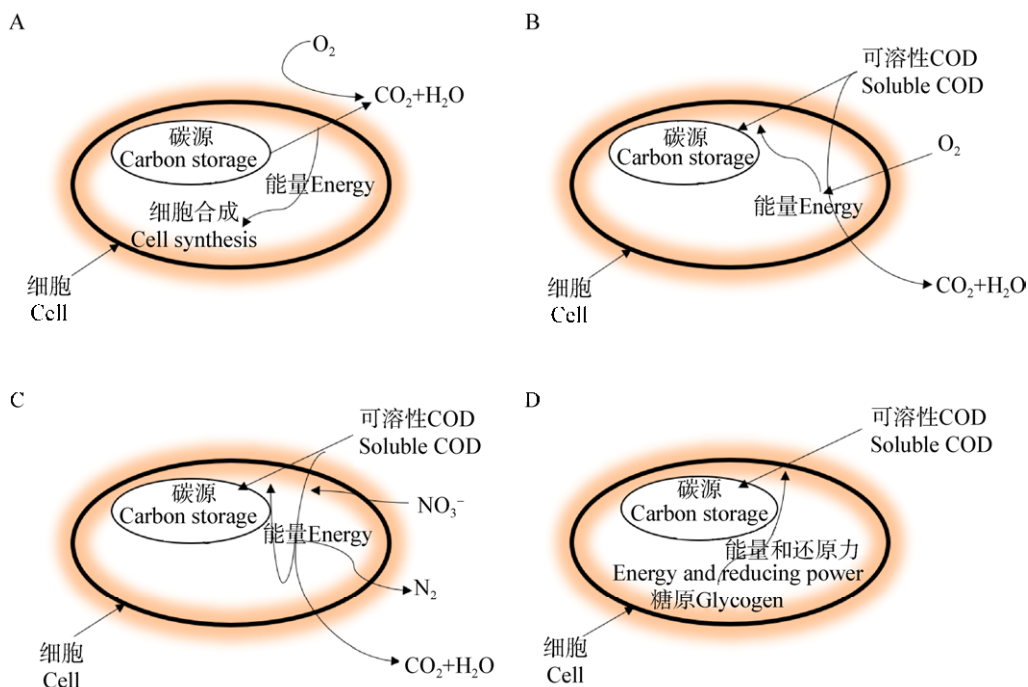


图 2 曝气池和选择器中微生物细胞底物摄取和利用机制<sup>[5]</sup>

Figure 2 Substrate uptake and utilization mechanisms of microbial cells in aeration tanks and selectors<sup>[5]</sup>

注：A：主曝气池；B：好氧选择池；C：缺氧选择池；D：厌氧选择池。

Note: A: Main aeration basin; B: Aerobic selector; C: Anoxic selector; D: Anaerobic selector.

对诺卡氏型丝状细菌进行有效控制<sup>[5,88]</sup>。Madoni 等的实验结果显示缺氧选择器在中等污泥负荷 (1.80 kg BOD<sub>5</sub>/kg MLSS·d) 时可以显著抑制诺卡氏型丝状细菌的生长, 但是不能控制微丝菌的生长。好氧选择器在高污泥负荷 (24 kg BOD<sub>5</sub>/kg MLSS·d) 时, 由微丝菌造成的生物泡沫得到缓解<sup>[120]</sup>。在严格厌氧的选择器中, 可溶性底物 (主要是挥发性脂肪酸和其他简单碳源) 被吸收和储存。厌氧选择器的设计遵循除磷所需的易降解有机物吸收率和磷释放率的比值, 以确保易降解有机物基本不进入主曝气池。这种条件主要是为了促进聚磷菌 (Phosphorus accumulation organism, PAO) 的生长<sup>[121-122]</sup>。然而很多研究认为缺氧和厌氧选择器并不能对丝状细菌进行有效控制<sup>[123]</sup>。特别是低 F/M 需求的微丝菌在短周期的缺氧-好氧交替系统中反而生长更快, 其认为动力学选择和代谢选择不能控制这类丝状细菌<sup>[108]</sup>。因此选择器需要以更加科学的思路来设计, 在正式应用前需要一系列小试和中试实验来确保设计方案和污水组分、活性污泥群落组成的对应。综上所述, 活性污泥微生物群落中丝状细菌和非丝状细菌共存和竞争的机制需要继续研究和探索。

### 3.4 生态调控

活性污泥中的原核生物、真核生物、噬菌体等相互依存、相互竞争, 是一个复杂的生态网络。有时通过上述的物理化学调控往往不能达到人们预期的效果, 因此对活性污泥生态网络的认识及使用便显得极为重要。噬菌体能够入侵并裂解他们的宿主, 因此成为一个有力的生物工具<sup>[124]</sup>。在活性污泥中分离新的裂解泡沫中丝状细菌的噬菌体成为一个非常热门的研究方向。Thomas 等<sup>[124]</sup>从 6 个活性污泥样本中发现了 17 种侵染 *Mycolata* 的烈性噬菌体。这些噬菌体属于长尾噬菌体科, 其 20 面体头部和尾部的尺寸和长度变化多样, 每一种噬菌体都有其独特的宿主范围。15 种噬菌体可以侵染多个属的诺卡氏型丝状细菌, 包括: *Gordonia*、*Nocardia* 和 *Rhodococcus* 等。Dyson 分离得到了

一种 SP11 噬菌体, 可以侵染 *Skermania piniformis* 9 株中的 7 株, 不能侵染其他 *Mycolata* 类的丝状细菌<sup>[125]</sup>。Khairnar 等分离到了 NOC1 等 3 种噬菌体, 分别侵染 *Rhodococcus rhodochrous*、*Gordonia amarae* 和 *Skermania piniformis*<sup>[126]</sup>。还有一些研究关注到了 *Mycolata* 丝状细菌基因组上携带的温和噬菌体。通过基因组预测, 83% 的诺卡氏型丝状细菌的基因组中携带有疑似的温和噬菌体序列。通过适当的条件诱导, 便可作为一种对丝状细菌的分子定时炸弹<sup>[127]</sup>。通过丝裂霉素 C 诱导, Dyson 等发现了 GAL1、GMA1 和 YPA4 3 种 *Mycolata* 丝状细菌的温和噬菌体<sup>[127]</sup>。噬菌体诱导对丝状细菌的控制具有独特的吸引力, 特别是在某些特定细菌的裂解噬菌体不能被轻易分离的情况下, 原因可能因为这些裂解噬菌体对宿主细胞的生长要求苛刻, 也可能是因为宿主编码的噬菌体防御机制<sup>[96]</sup>。综上, 噬菌体是一种有潜力的方法, 但是仍然需要深入研究才能应用在实际问题中, 同时有许多问题需要解答。比如如果活性污泥中已经存在对泡沫丝状细菌具有感染性的噬菌体, 为什么还会产生泡沫等。这些噬菌体的特性还不够明确, 噬菌体过大的宿主范围可能导致有益活性污泥细菌的裂解。此外, 任何诱导丝状细菌体内温和噬菌体进入裂解周期的药剂都可能同时诱导其他有益细菌体内的温和噬菌体<sup>[127]</sup>。因此, 对这些问题的持续研究有助于提高我们对泡沫形成发展的认知水平。

此外, 有一些研究想通过原生动物或后生动物对丝状细菌的捕食作用来消除泡沫问题。Pajdak-Stós 等发现 *Lecane tenuiseta*、*Lecane inermis* 和 *Lecane pyriformis* 等轮虫可以显著抑制 *M. parvicella* 和 Eikelboom 形态分类法中 Type 0092 丝状细菌的生长<sup>[128]</sup>, 不同种类的轮虫捕食的丝状细菌类型不同, 其中利用 *Lecane inermis* 在全尺度污水厂持续一年的实验结果表明, *Lecane inermis* 显著降低了微丝菌和其他诺卡氏型丝状细菌在污泥混合液中的含量, 这为生物泡沫的防治提供了全新的具有重大价值的思路<sup>[128]</sup>。还有一些公司研发

的微生物和酶的混合专利制剂,其目的也是调控活性污泥的菌群网络关系,但是在污水厂实际应用过程中发现这类制剂没有改善生物泡沫,连续添加这类制剂在去除入水脂质负荷的曝气池并没有阻止泡沫的产生,只是生物泡沫的主导丝状细菌由诺卡氏型转换成了微丝菌<sup>[129]</sup>。这说明活性污泥菌群之间的关系是非常复杂的,需要科研人员持续的探索。

#### 4 展望

由于生物泡沫和污泥膨胀等沉降问题的消除是非常困难的,因此在发生问题之前建立生态预警的控制系统是非常重要和必要的。随着基因测序技术的快速发展,高通量 16S rRNA 基因测序以及宏基因组技术可以更加全面地了解生物泡沫和活性污泥中微生物的复杂群落结构。Guo 等发现生物泡沫中含有大量的 *Clostridium*、*Simplicispira*、*Arcobacter*、*Flavobacterium* 和 *Williamsia* 等之前未认识到的微生物,这些微生物和传统丝状细菌的关系仍不清楚。通过宏基因组技术,发现了一些 *Gordonia* 的新种类丝状细菌在泡沫中主导<sup>[16]</sup>,宏基因组的分箱(Bin)技术可以在没有纯培养菌株的情况下,直接获得这些新种类微生物的基因组信息,通过分析其代谢方式和潜在生态功能,为活性污泥微生物生态学研究开辟了新的道路<sup>[46]</sup>。通过分子网络解析微生物之间复杂的竞争和协同机制以及微生物对多种环境因子之间的响应机制<sup>[73]</sup>,科研工作者可以更好地了解活性污泥生态网络中不同微生物的地位和作用。同时近年来培养组学的快速发展也为验证这些生态关系提供了必要的物质基础和条件。这些研究的持续深入将为活性污泥这种人工生态系统的控制提供更透彻明晰的理论依据和技术支撑。随着人们对活性污泥微生态的认知深入,未来的生物泡沫的控制措施将会更加精细化、整体化,注重保持活性污泥微生物群落的稳定,提高其自然恢复能力。

#### REFERENCES

- [1] Jenkins D, Wanner J. Activated Sludge-100 Years and Counting[M]. London: IWA publishing, 2014
- [2] Anonymous. Milwaukee mystery: unusual operating problem develops[J]. Water and Sewage Works, 1969, 116: 213
- [3] Schilling K, Zessner M. Foam in the aquatic environment[J]. Water Research, 2011, 45(15): 4355-4366
- [4] Pujol R, Duchene P, Schetrite S, et al. Biological foams in activated sludge plants: characterization and situation[J]. Water Research, 1991, 25(11): 1399-1404
- [5] Jenkins D, Richard MG, Daigger GT. Manual on the Causes and Control of Activated Sludge Bulking, Foaming, and Other Solids Separation Problems[M]. 3rd ed. Boca Raton: CRC Press, 2003
- [6] Frigon D, Guthrie RM, Bachman GT, et al. Long-term analysis of a full-scale activated sludge wastewater treatment system exhibiting seasonal biological foaming[J]. Water Research, 2006, 40(5): 990-1008
- [7] Dunkel T, de León Gallegos EL, Bock C, et al. Illumina sequencing for the identification of filamentous bulking and foaming bacteria in industrial activated sludge plants[J]. International Journal of Environmental Science and Technology, 2018, 15(6): 1139-1158
- [8] Pitt P, Jenkins D. Causes and control of *Nocardia* in activated sludge[J]. Research Journal of the Water Pollution Control Federation, 1990, 62(2): 143-150
- [9] Asvapathanagul P, Huang ZH, Gedalinga PB, et al. Interaction of operational and physicochemical factors leading to *Gordonia amarae*-like foaming in an incompletely nitrifying activated sludge plant[J]. Applied and Environmental Microbiology, 2012, 78(23): 8165-8175
- [10] de los Reyes MF, de los Reyes III FL, Hernandez M, et al. Quantification of *Gordonia amarae* strains in foaming activated sludge and anaerobic digester systems with oligonucleotide hybridization probes[J]. Applied and Environmental Microbiology, 1998, 64(7): 2503-2512
- [11] de los Reyes III FL, Rothauszky D, Raskin L. Microbial community structures in foaming and nonfoaming full-scale wastewater treatment plants[J]. Water Environment Research, 2002, 74(5): 437-449
- [12] Blackall LL, Harbers AE, Greenfield PF, et al. Foaming in activated sludge plants: a survey in Queensland, Australia and an evaluation of some control strategies[J]. Water Research, 1991, 25(3): 313-317
- [13] Hao OJ, Strom PF, Wu YC. A review of the role of *Nocardia*-like filaments in activated sludge foaming[J]. Water SA, 1988, 14(2): 105-110
- [14] Hoyle LE, Pitt PA, Stone AL, et al. Investigating steam application for reducing foaming in activated sludge systems[A]//Proceedings of the Water Environment Federation[C]. Alexandria, VA: Water Environment Federation, 2006: 321-330

- [15] Soddell JA, Seviour RJ. Microbiology of foaming in activated sludge plants[J]. *Journal of Applied Microbiology*, 1990, 69(2): 145-176
- [16] Guo F, Wang ZP, Yu K, et al. Detailed investigation of the microbial community in foaming activated sludge reveals novel foam formers[J]. *Scientific Reports*, 2015, 5: 7637
- [17] Zhang DM, Yang HF, Zhang W, et al. *Rhodocista pekingensis* sp. nov., a cyst-forming phototrophic bacterium from a municipal wastewater treatment plant[J]. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 2003, 53(4): 1111-1114
- [18] Zhang W, Jiang CY, Dai X, et al. Biosynthesis of polyhydroxyalkanoates by *Rhodocista pekingensis*[J]. *Microbiology China*, 2004, 31(1): 26-29 (in Chinese)  
张伟, 姜成英, 戴欣, 等. 北京红菱菌合成聚羟基烷酸的研究[J]. *微生物学通报*, 2004, 31(1): 26-29
- [19] Yun H, Liang B, Qiu JG, et al. Functional characterization of a novel amidase involved in biotransformation of triclocarban and its dehalogenated congeners in *Ochrobactrum* sp. TCC-2[J]. *Environmental Science & Technology*, 2017, 51(1): 291-300
- [20] Ma XD, Qi MY, Li ZL, et al. Characterization of an efficient chloramphenicol-mineralizing bacterial consortium[J]. *Chemosphere*, 2019, 222: 149-155
- [21] Liang B, Kong DY, Ma JC, et al. Low temperature acclimation with electrical stimulation enhance the biocathode functioning stability for antibiotics detoxification[J]. *Water Research*, 2016, 100: 157-168
- [22] Rosen MJ, Kunjappu JT. *Surfactants and Interfacial Phenomena*[M]. 4th ed. Hoboken: John Wiley and Sons, 2012
- [23] Dahlbäck B, Hermansson M, Kjelleberg S, et al. The hydrophobicity of bacteria-an important factor in their initial adhesion at the air-water interface[J]. *Archives of Microbiology*, 1981, 128(3): 267-270
- [24] Petrovski S, Dyson ZA, Quill ES, et al. An examination of the mechanisms for stable foam formation in activated sludge systems[J]. *Water Research*, 2011, 45(5): 2146-2154
- [25] Lemmer H, Baumann M. Scum actinomycetes in sewage treatment plants-part 3: synergisms with other sludge bacteria[J]. *Water Research*, 1988, 22(6): 765-767
- [26] Blanchard DC, Syzdek LD. Water-to-air transfer and enrichment of bacteria in drops from bursting bubbles[J]. *Applied and Environmental Microbiology*, 1982, 43(5): 1001-1005
- [27] Wheatley AD, Johnson KA, Winstanley CI. Foaming in activated sludge plants treating dairy waste[J]. *Environmental Technology Letters*, 1988, 9(3): 181-190
- [28] Lemmer H, Lind G, Müller E, et al. Scum in activated sludge plants: impact of non-filamentous and filamentous bacteria[J]. *Acta Hydrochimica et Hydrobiologica*, 2000, 28(1): 34-40
- [29] Rosenberg E, Mitchell R. Microbial Surfactants[J]. *Critical Reviews in Biotechnology*, 1985, 3(2): 109-132
- [30] Kosaric N, Choi HY, Blaszczyk R. Biosurfactant production from *Nocardia* SFC-D[J]. *Tenside, surfactants, detergents*, 1990, 27(5): 294-296
- [31] Khan AR, Kocianova E, Forster CF. Activated sludge characteristics in relation to stable foam formation[J]. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 1991, 52(3): 383-392
- [32] Kjelleberg S, Hermansson M. Starvation-induced effects on bacterial surface characteristics[J]. *Applied and Environmental Microbiology*, 1984, 48(3): 497-503
- [33] Fryer M, Gray NF. Foaming Scum Index (FSI)-a new tool for the assessment and characterisation of biological mediated activated sludge foams[J]. *Journal of Environmental Management*, 2012, 110: 8-19
- [34] Blackall LL, Harbers AE, Greenfield PF, et al. Activated sludge foams: effects of environmental variables on organism growth and foam formation[J]. *Environmental Technology*, 1991, 12(3): 241-248
- [35] Hladikova K, Ruzickova I, Klucova P, et al. An investigation into studying of the activated sludge foaming potential by using physicochemical parameters[J]. *Water Science & Technology*, 2002, 46(1/2): 525-528
- [36] Pagilla KR, Sood A, Kim H. *Gordonia (Nocardia) amarae* foaming due to biosurfactant production[J]. *Water Science & Technology*, 2002, 46(1/2): 519-524
- [37] Heard J, Harvey E, Johnson BB, et al. The effect of filamentous bacteria on foam production and stability[J]. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 2008, 63(1): 21-26
- [38] Kim H, Pagilla KR. Competitive growth of *Nocardia* and *Acinetobacter* under anaerobic/aerobic batch operation[J]. *Water Research*, 2000, 34(10): 2667-2674
- [39] Eikelboom DH. Filamentous organisms observed in activated sludge[J]. *Water Research*, 1975, 9(4): 365-388
- [40] Blackbeard JR, Gabb DMD, Ekama GA, et al. Identification of filamentous organisms in nutrient removal activated sludge plants in South Africa[J]. *Water SA*, 1988, 14(1): 29-33
- [41] Wagner M, Amann R, Kämpfer P, et al. Identification and *in situ* detection of gram-negative filamentous bacteria in activated sludge[J]. *Systematic and Applied Microbiology*, 1994, 17(3): 405-417
- [42] Kumari SKS, Marrengane Z, Bux F. Application of quantitative RT-PCR to determine the distribution of *Microthrix parvicella* in full-scale activated sludge treatment systems[J]. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 2009, 83(6): 1135-1141
- [43] Eikelboom DH. *Process Control of Activated Sludge Plants by Microscopic Investigation*[M]. London: IWA Publishing, 2000
- [44] Nielsen PH, Daims H, Lemmer H, et al. *FISH Handbook for Biological Wastewater Treatment*[M]. London: IWA Publishing, 2009
- [45] Guo F, Zhang T. Profiling bulking and foaming bacteria in activated sludge by high throughput sequencing[J]. *Water Research*, 2012, 46(8): 2772-2782
- [46] Jiang XT, Guo F, Zhang T. Population dynamics of bulking and foaming bacteria in a full-scale wastewater treatment plant over

- five years[J]. Scientific Reports, 2016, 6: 24180
- [47] Maza-Márquez P, Gómez-Silván C, Gómez MA, et al. Linking operation parameters and environmental variables to population dynamics of Mycolata in a membrane bioreactor[J]. Bioresource Technology, 2015, 180: 318-329
- [48] Lechevalier MP, Lechevalier HA. *Nocardia amarae* sp. nov., an actinomycete common in foaming activated sludge[J]. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 1974, 24(2): 278-288
- [49] Chun J, Blackall LL, Kang SO, et al. A proposal to reclassify *Nocardia pinensis* Blackall et al. as *Skermania piniformis* gen. nov., comb. nov.[J]. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology, 1997, 47(1): 127-131
- [50] Blackall LL, Tandoi V, Jenkins D. Continuous culture studies with *Nocardia amarae* from activated sludge and their implications for *Nocardia* foaming control[J]. Research Journal of the Water Pollution Control Federation, 1991, 63(1): 44-50
- [51] Davenport RJ, Pickering RL, Goodhead AK, et al. A universal threshold concept for hydrophobic mycolata in activated sludge foaming[J]. Water Research, 2008, 42(13): 3446-3454
- [52] Goodfellow M, Stainsby FM, Davenport R, et al. Activated sludge foaming: the true extent of actinomycete diversity[J]. Water Science and Technology, 1998, 37(4/5): 511-519
- [53] Nielsen PH, Kragelund C, Seviour RJ, et al. Identity and ecophysiology of filamentous bacteria in activated sludge[J]. FEMS Microbiology Reviews, 2009, 33(6): 969-998
- [54] Carr EL, Eales KL, Seviour RJ. Substrate uptake by *Gordonia amarae* in activated sludge foams by FISH-MAR[J]. Water Science & Technology, 2006, 54(1): 39-45
- [55] Kragelund C, Remesova Z, Nielsen JL, et al. Ecophysiology of mycolic acid-containing *Actinobacteria* (Mycolata) in activated sludge foams[J]. FEMS Microbiology Ecology, 2007, 61(1): 174-184
- [56] Seviour RJ, Kragelund C, Kong Y, et al. Ecophysiology of the *Actinobacteria* in activated sludge systems[J]. Antonie van Leeuwenhoek, 2008, 94(1): 21-33
- [57] Eales K, Nielsen JL, Kragelund C, et al. The *in situ* physiology of Pine Tree Like Organisms (PTLO) in activated sludge foams[J]. Clean-Soil Air Water, 2005, 33(3): 203-209
- [58] Eales KL, Nielsen JL, Seviour EM, et al. The *in situ* physiology of *Skermania piniformis* in foams in Australian activated sludge plants[J]. Environmental Microbiology, 2006, 8(10): 1712-1720
- [59] Wong MT, Mino T, Seviour RJ, et al. *In situ* identification and characterization of the microbial community structure of full-scale enhanced biological phosphorous removal plants in Japan[J]. Water Research, 2005, 39(13): 2901-2914
- [60] Lemmer H, Lind G, Schade M, et al. Autecology of scum producing bacteria[J]. Water Science and Technology, 1998, 37(4/5): 527-530
- [61] Stratton H, Seviour B, Brooks P. Activated sludge foaming: what causes hydrophobicity and can it be manipulated to control foaming?[J]. Water Science and Technology, 1998, 37(4/5): 503-509
- [62] Davis JB. Microbial incorporation of fatty acids derived from *n*-alkanes into glycerides and waxes[J]. Applied and Environmental Microbiology, 1964, 12(3): 210-214
- [63] Durban N, Juzan L, Krier J, et al. Control of *Microthrix parvicella* by aluminium salts addition[J]. Water Science & Technology, 2016, 73(2): 414-422
- [64] Xie B, Dai XC, Xu YT. Cause and pre-alarm control of bulking and foaming by *Microthrix parvicella*—a case study in triple oxidation ditch at a wastewater treatment plant[J]. Journal of Hazardous Materials, 2007, 143(1/2): 184-191
- [65] Goddard AJ, Forster CF. Surface tension of activated sludges in relation to the formation of stable foams[J]. Microbios, 1986, 46(186): 29-43
- [66] Seviour EM, Williams CJ, Seviour RJ, et al. A survey of filamentous bacterial populations from foaming activated sludge plants in eastern states of Australia[J]. Water Research, 1990, 24(4): 493-498
- [67] Blackall LL, Seviour EM, Bradford D, et al. Towards understanding the taxonomy of some of the filamentous bacteria causing bulking and foaming in activated sludge plants[J]. Water Science and Technology, 1996, 34(5/6): 137-144
- [68] Levantesi C, Rossetti S, Thelen K, et al. Phylogeny, physiology and distribution of '*Candidatus* *Microthrix calida*', a new *Microthrix* species isolated from industrial activated sludge wastewater treatment plants[J]. Environmental Microbiology, 2006, 8(9): 1552-1563
- [69] Nielsen PH, Roslev P, Dueholm TE, et al. *Microthrix parvicella*, a specialized lipid consumer in anaerobic-aerobic activated sludge plants[J]. Water Science & Technology, 2002, 46(1/2): 73-80
- [70] Tandoi V, Rossetti S, Blackall LL, et al. Some physiological properties of an Italian isolate of "*Microthrix parvicella*"[J]. Water Science and Technology, 1998, 37(4/5): 1-8
- [71] Rossetti S, Tomei MC, Nielsen PH, et al. "*Microthrix parvicella*", a filamentous bacterium causing bulking and foaming in activated sludge systems: a review of current knowledge[J]. FEMS Microbiology Reviews, 2005, 29(1): 49-64
- [72] Soddell JA, Seviour RJ. Relationship between temperature and growth of organisms causing *Nocardia* foams in activated sludge plants[J]. Water Research, 1995, 29(6): 1555-1558
- [73] Jiang XT, Ye L, Ju F, et al. Toward an intensive longitudinal understanding of activated sludge bacterial assembly and dynamics[J]. Environmental Science & Technology, 2018, 52(15): 8224-8232
- [74] Wang P, Yu ZS, Zhao JH, et al. Seasonal changes in bacterial communities cause foaming in a wastewater treatment plant[J]. Microbial Ecology, 2016, 71(3): 660-671
- [75] Schwarz G, Senghas E, Erben A, et al. Microbial metabolism of quinoline and related compounds: I. Isolation and characterization of quinoline-degrading bacteria[J]. Systematic

- and Applied Microbiology, 1988, 10(2): 185-190
- [76] Soddell JA, Seviour RJ. Incidence and morphological variability of *Nocardia pinensis* in Australian activated sludge plants[J]. Water Research, 1994, 28(11): 2343-2351
- [77] Blackall LL, Parlett JH, Hayward AC, et al. *Nocardia pinensis* sp. nov., an Actinomycete found in activated sludge foams in Australia[J]. Journal of General Microbiology, 1989, 135(6): 1547-1558
- [78] Engelhardt G, Rast HG, Wallnöfer PR. Degradation of aromatic carboxylic acids by *Nocardia* spec. DSM 43251[J]. FEMS Microbiology Letters, 1979, 5(4): 245-251
- [79] Engelhardt G, Rast HG, Wallnöfer PR. Cometabolism of phenol and substituted phenols by *Nocardia* spec. DSM 43251[J]. FEMS Microbiology Letters, 1979, 5(5): 377-383
- [80] Rast HG, Engelhardt G, Wallnöfer PR. Degradation of aromatic compounds in the actinomycete-genus *Rhodococcus*[J]. FEMS Microbiology Letters, 1980, 7(1): 1-6
- [81] Kanagawa T, Kelly DP. Degradation of substituted thiophenes by bacteria isolated from activated sludge[J]. Microbial Ecology, 1987, 13(1): 47-57
- [82] Goulding C, Gillen CJ, Bolton E. Biodegradation of substituted benzenes[J]. Journal of Applied Microbiology, 1988, 65(1): 1-5
- [83] Lemmer H, Kroppenstedt RM. Chemotaxonomy and physiology of some *Actinomycetes* isolated from scumming activated sludge[J]. Systematic and Applied Microbiology, 1984, 5(1): 124-135
- [84] Lemmer H, Baumann M. Scum actinomycetes in sewage treatment plants-part 2: the effect of hydrophobic substrate[J]. Water Research, 1988, 22(6): 761-763
- [85] Knoop S, Kunst S. Influence of temperature and sludge loading on activated sludge settling, especially on *Microthrix parvicella*[J]. Water Science and Technology, 1998, 37(4/5): 27-35
- [86] Lemke MJ, Churchill PF, Wetzel RG. Effect of substrate and cell surface hydrophobicity on phosphate utilization in bacteria[J]. Applied and Environmental Microbiology, 1995, 61(3): 913-919
- [87] Arenskötter M, Bröker D, Steinbüchel A. Biology of the metabolically diverse genus *Gordonia*[J]. Applied and Environmental Microbiology, 2004, 70(6): 3195-3204
- [88] Cha DK, Jenkins D, Lewis WP, et al. Process control factors influencing *Nocardia* populations in activated sludge[J]. Water Environment Research, 1992, 64(1): 37-43
- [89] Lemmer H. The ecology of scum causing actinomycetes in sewage treatment plants[J]. Water Research, 1986, 20(4): 531-535
- [90] Tipping PJ. Foaming in activated-sludge processes: an operator's overview[J]. Water and Environment Journal, 1995, 9(3): 281-289
- [91] Noutsopoulos C, Mamais D, Andreadakis A. Effect of solids retention time on *Microthrix parvicella* growth[J]. Water SA, 2006, 32(3): 315-321
- [92] Pipes WO. Actinomycete scum production in activated sludge processes[J]. Journal-Water Pollution Control Federation, 1978, 50(4): 628-634
- [93] Pavoni JL, Tenney MW, Echelberger WF Jr. Bacterial exocellular polymers and biological flocculation[J]. Journal-Water Pollution Control Federation, 1972, 44(3): 414-431
- [94] Wanner J, Jobbágy A, Jenkins D. Activated Sludge Solids Separation[M]. London, UK: IWA Publishing, 2014
- [95] Tchobanoglous G, Burton FL. Wastewater Engineering: Treatment, Disposal, and Reuse[M]. 3rd ed. New York: McGraw-Hill Inc, 1991
- [96] Seviour RJ, Nielsen PH. Microbial Ecology of Activated Sludge[M]. London: IWA Publishing, 2010
- [97] Krhutková O, Novák L, Pachmanová L, et al. *In situ* bioaugmentation of nitrification in the regeneration zone: practical application and experiences at full-scale plants[J]. Water Science and Technology, 2006, 53(12): 39-46
- [98] Parker D, Wanner J. Review of methods for improving nitrification through bioaugmentation[J]. Water Practice, 2007, 1(5): 1-16
- [99] Goi M, Nishimura T, Kuribayashi S, et al. An experimental study to suppress scum formation accompanying the abnormal growth of *Nocardia* by adding ozone in the aeration tank[J]. Water Science & Technology, 1994, 30(11): 231-234
- [100] Mamais D, Kalaitzi E, Andreadakis A. Foaming control in activated sludge treatment plants by coagulants addition[J]. Global Nest Journal, 2011, 13(3): 237-245
- [101] Shao YJ, Starr M, Kaporis K, et al. Polymer addition as a solution to *Nocardia* foaming problems[J]. Water Environment Research, 1997, 69(1): 25-27
- [102] Pal P, Khairnar K, Paunekar WN. Causes and remedies for filamentous foaming in activated sludge treatment plant[J]. Global Nest Journal, 2014, 16(4): 762-772
- [103] Hwang Y, Tanaka T. Control of *Microthrix parvicella* foaming in activated sludge[J]. Water Research, 1998, 32(5): 1678-1686
- [104] Övez S, Örs C, Murat S, et al. Effect of hypochloride on microbial ecology of bulking and foaming activated sludge treatment for tannery wastewater[J]. Journal of Environmental Science and Health, Part A-Toxic/Hazardous Substances and Environmental Engineering, 2006, 41(10): 2163-2174
- [105] Li ZH, Yang ZD, Yang CJ, et al. Effect of NaClO on microorganisms in bulking sludge[J]. China Water & Wastewater, 2016, 32(7): 40-44 (in Chinese)  
李志华, 杨振鼎, 杨成建, 等. NaClO 对膨胀污泥中微生物的影响[J]. 中国给水排水, 2016, 32(7): 40-44
- [106] Roels T, Dauwe F, van Damme S, et al. The influence of PAX-14 on activated sludge systems and in particular on *Microthrix parvicella*[J]. Water Science & Technology, 2002, 46(1/2): 487-490
- [107] Nielsen PH, Kragelund C, Nielsen JL, et al. Control of *Microthrix*



- parvicella* in activated sludge plants by dosage of polyaluminium salts: possible mechanisms[J]. *Clean-Soil Air Water*, 2005, 33(3): 255-261
- [108] Martins AMP, Pagilla K, Heijnen JJ, et al. Filamentous bulking sludge—a critical review[J]. *Water Research*, 2004, 38(4): 793-817
- [109] Kappeler J, Gujer W. Development of a mathematical model for “aerobic bulking”[J]. *Water Research*, 1994, 28(2): 303-310
- [110] Ben-Jacob E, Schochet O, Tenenbaum A, et al. Generic modelling of cooperative growth patterns in bacterial colonies[J]. *Nature*, 1994, 368(6466): 46-49
- [111] Chudoba J, Ottová V, Maděra V. Control of activated sludge filamentous bulking—I. Effect of the hydraulic regime or degree of mixing in an aeration tank[J]. *Water Research*, 1973, 7(8): 1163-1182
- [112] Qiu Y, Liu Y. Optimizing process loading rates to control activated sludge bulking by *Microthrix parvicella*[J]. *Chinese Journal of Environmental Engineering*, 2017, 11(4): 2268-2272 (in Chinese)  
邱勇, 刘垚. 微丝菌型污泥膨胀的工艺负荷调控方法[J]. *环境工程学报*, 2017, 11(4): 2268-2272
- [113] van den Eynde E, Vriens L, de Cuyper P, et al. Plug flow simulating and completely mixed reactors with a premixing tank, in the control of filamentous bulking[J]. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 1984, 19(4): 288-295
- [114] Martins AMP, Heijnen JJ, van Loosdrecht MCM, et al. Effect of feeding pattern and storage on the sludge settleability under aerobic conditions[J]. *Water Research*, 2003, 37(11): 2555-2570
- [115] Martins AMP, Heijnen JJ, van Loosdrecht MCM. Effect of dissolved oxygen concentration on sludge settleability[J]. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 2003, 62(5/6): 586-593
- [116] Casey TG, Wentzel MC, Loewenthal RE, et al. A hypothesis for the cause of low F/M filament bulking in nutrient removal activated sludge systems[J]. *Water Research*, 1992, 26(6): 867-869
- [117] Casey TG, Wentzel MC, Ekama GA, et al. A hypothesis for the causes and control of anoxic-aerobic (AA) filament bulking in nutrient removal activated sludge systems[J]. *Water Science and Technology*, 1994, 29(7): 203-212
- [118] Casey TG, Wentzel MC, Ekama GA. Filamentous organism bulking in nutrient removal activated sludge systems. Paper 11: A biochemical/microbiological model for proliferation of anoxic-aerobic (AA) filamentous organisms[J]. *Water SA*, 1999, 25(4): 443-451
- [119] Chiesa SC, Irvine RL, Manning JF Jr. Feast/famine growth environments and activated sludge population selection[J]. *Biotechnology and Bioengineering*, 1985, 27(5): 562-568
- [120] Madoni P, Davoli D. Testing the control of filamentous microorganisms responsible for foaming in a full-scale activated-sludge plant running with initial aerobic or anoxic contact zones[J]. *Bioresource Technology*, 1997, 60(1): 43-49
- [121] Filipe CDM, Daigger GT, Grady CPL Jr. A metabolic model for acetate uptake under anaerobic conditions by glycogen accumulating organisms: stoichiometry, kinetics, and the effect of pH[J]. *Biotechnology and Bioengineering*, 2001, 76(1): 17-31
- [122] Zeng RJ, Yuan ZG, Keller J. Model-based analysis of anaerobic acetate uptake by a mixed culture of polyphosphate-accumulating and glycogen-accumulating organisms[J]. *Biotechnology and Bioengineering*, 2003, 83(3): 293-302
- [123] Ekama GR, Wentzel GA, Casey MC, et al. Filamentous organism bulking in nutrient removal activated sludge systems. Paper 6: review, evaluation and consolidation of results[J]. *Water SA*, 1996, 22(2): 147-152
- [124] Thomas JA, Soddell JA, Kurtböke DI. Fighting foam with phages?[J]. *Water Science and Technology*, 2002, 46(1/2): 511-518
- [125] Dyson ZA, Tucci J, Seviour RJ, et al. Isolation and characterization of bacteriophage SPI1, which infects the activated-sludge-foaming bacterium *Skermania piniformis*[J]. *Archives of Virology*, 2016, 161(1): 149-158
- [126] Khairnar K, Pal P, Chandekar RH, et al. Isolation and characterization of bacteriophages infecting nocardioforms in wastewater treatment plant[J]. *Biotechnology Research International*, 2014, 2014: 151952
- [127] Dyson ZA, Brown TL, Farrar B, et al. Locating and activating molecular ‘Time Bombs’: induction of mycolata prophages[J]. *PLoS One*, 2016, 11(8): e0159957
- [128] Pajdak-Stós A, Kocerba-Soroka W, Fyda J, et al. Foam-forming bacteria in activated sludge effectively reduced by rotifers in laboratory- and real-scale wastewater treatment plant experiments[J]. *Environmental Science and Pollution Research*, 2017, 24(14): 13004-13011
- [129] Franz A, Matsche N. Investigation of a bacteria-enzyme additive to prevent foaming in activated sludge plants[J]. *Water Science and Technology*, 1994, 29(7): 281-284