

EDN: UHCCPT

УДК 579.6; 631.465

## Metabolic Potential of the Bacterium *Lelliottia jeotgali* 18s for Bioremediation of Soils Contaminated with Alkylphenols

Tatyana B. Zaytseva\*,  
Irina L. Kuzikova and Nadezda G. Medvedeva  
*St. Petersburg Federal Research Center  
of the Russian Academy of Sciences  
St. Petersburg, Russian Federation*

Received 17.04.2024, received in revised form 06.03.2025, accepted 11.03.2025

**Abstract.** Alkylphenols (AP) are the most extensively employed chemicals in industry and agriculture. Because of their large-scale application, AP are detected in soil and aquatic environments. The hazard posed by alkylphenols is associated with their ability to affect negatively the functioning of the endocrine system of living organisms. The currently used strategies for remediation of soils and water contaminated with AP are based on chemical or physical treatment technologies. However, these methods are either ineffective or too expensive. Modern technologies of recovering soil and water properties, which are based on bioremediation involving microorganisms degrading harmful substances, are more effective. The purpose of this research was to isolate and identify a bacterial strain that degrades nonyl- and octylphenols; to study the kinetics of AP degradation by the isolated strain; to assess the dynamics of changes in the enzymatic activity of AP-contaminated soil bio-augmented with a contaminant-degrading bacterial strain. AP-degrading bacteria were isolated from soil using the enrichment culture method. Identification of the AP-degrading bacterial strain was performed using methods based on phenotypic characteristics of bacteria and the sequencing method. The AP degradation process in the soil and water samples was detected by high-performance liquid chromatography. Strain 18s, which is capable of degrading alkylphenols, was isolated from the soil sample treated with nonylphenol. To identify the strain, the 16S rRNA gene sequencing methods were used, and its morphological, cultural, physiological, and biochemical traits were taken into account. The strain was identified as *Lelliottia jeotgali* 18s. The study showed that the strain *L. jeotgali* 18s was able to degrade long-chain alkylphenols – nonyl- and octylphenols – both in water and in soil. Soil augmentation with *L. jeotgali* 18s accelerated the recovery of enzymatic activity in soil contaminated with alkylphenols. The results obtained in the current work suggest that *L. jeotgali* 18s needs to be studied further as a promising strain for the development of

methods of biological treatment of natural ecosystems to remove endocrine disruptors.

**Keywords:** nonylphenol, octylphenol, *Lelliottia jeotgali* 18s, aquatic and soil ecosystems, biodegradation, bioaugmentation, soil enzymatic activity.

**Acknowledgements.** The authors express their gratitude to the head of the Collection of Cultures of Agricultural Microorganisms of the Federal State Budget Scientific Institution All-Russia Research Institute for Agricultural Microbiology (St. Petersburg), leading researcher, PhD, Vera Igorevna Safronova for the identification of strain 18s. The work was carried out within the framework of the state assignment of the Ministry of Science and Higher Education of the Russian Federation (FFZF-2025–0017).

---

Citation: Zaytseva T. B., Kuzikova I. L., Medvedeva N. G. Metabolic potential of the bacterium *Lelliottia jeotgali* 18s for bioremediation of soils contaminated with alkylphenols. J. Sib. Fed. Univ. Biol., 2025, 18(1), 5–21. EDN: UHCCPT

---



## Метаболический потенциал бактерии *Lelliottia jeotgali* 18s для биоремедиации почв, загрязненных алкилфенолами

Т. Б. Зайцева, И. Л. Кузикова, Н. Г. Медведева  
Санкт-Петербургский Федеральный исследовательский центр  
Российской академии наук  
Российская Федерация, Санкт-Петербург

---

**Аннотация.** Алкилфенолы (АФ) относятся к одним из наиболее широко используемых химических веществ в промышленности и сельском хозяйстве. Ввиду их широкомасштабного применения они обнаруживаются в почве и водных экосистемах. Алкилфенолы представляют опасность в связи с их свойством негативно влиять на функционирование эндокринной системы живых организмов. Применяемые в настоящее время стратегии ремедиации почв и водоемов, загрязненных АФ, основаны на технологиях химической или физической очистки. Однако эти методы либо неэффективны, либо слишком дороги. Поиск новых, высокоэффективных экологических технологий восстановления показателей почвы и воды при ликвидации последствий загрязнения основан на биоремедиации с использованием микроорганизмов-деструкторов. Цель настоящего исследования состояла в выделении и идентификации бактериального штамма-деструктора нонил- и октилфенолов; изучении кинетики деструкции АФ выделенным штаммом; оценке динамики изменения ферментативной активности почвы, загрязненной АФ, при биоаугментации бактериальным штаммом-деструктором. Выделение бактерий-деструкторов из почвы проводили с использованием метода накопительных культур. Для идентификации бактериального штамма-деструктора использовали общепринятые методики выявления фенотипических признаков бактерий и метод секвенирования. В экспериментах по деградации АФ содержание ксенобиотиков в образцах определяли методом высокоэффективной жидкостной хроматографии. Из почвенных образцов, обработанных нонилфенолом, выделен бактериальный изолят 18s, обладающий

способностью к деструкции алкилфенолов. По морфолого-культуральным и физиолого-биохимическим признакам и с помощью метода секвенирования гена 16S рРНК штамм 18s идентифицирован как *Lelliottia jeotgali*. Установлено, что выделенный штамм *L. jeotgali* 18s проявляет способность к деструкции длинноцепочечных алкилфенолов: нонил- и октилфенолов как в водной среде, так и в почве. Аугментация почвы штаммом *L. jeotgali* 18s способствовала ускорению восстановления ферментативной активности загрязненной алкилфенолами почвы. Полученные данные позволяют предположить перспективность дальнейшего изучения штамма *L. jeotgali* 18s для разработки методов биологической очистки природных экосистем от гормоноподобных ксенобиотиков.

**Ключевые слова:** нонилфенол, октилфенол, *Lelliottia jeotgali* 18s, водные и почвенные экосистемы, биodeградация, биоаугментация, ферментативная активность почв.

**Благодарности.** Авторы выражают благодарность заведующей Коллекцией культур сельскохозяйственных микроорганизмов ФГБНУ ВНИИСХМ (Санкт-Петербург), ведущему научному сотруднику, канд. биол. наук Сафроновой Вере Игоревне за проведенные работы по идентификации штамма 18s. Работа выполнена в рамках государственного задания Министерства науки и высшего образования Российской Федерации (тема FFZF-2025–0017).

---

Цитирование: Зайцева Т. Б. Метаболический потенциал бактерии *Lelliottia jeotgali* 18s для биоремедиации почв, загрязненных алкилфенолами / Т. Б. Зайцева, И. Л. Кузикова, Н. Г. Медведева // Журн. Сиб. федер. ун-та. Биология, 2025. 18(1). С. 5–21. EDN: UHCCPT

---

## Введение

Одной из глобальных экологических проблем рационального сельскохозяйственного использования земель является антропогенное загрязнение почв химическими веществами. Негативное антропогенное воздействие человека на почвы формируется посредством широкомасштабного применения химических удобрений, пестицидов, а также сброса промышленных, сельскохозяйственных и бытовых отходов. В последнее время особое внимание уделяется загрязнению почв соединениями, которые оказывают негативное влияние на эндокринную систему и классифицируются как эндокринные деструкторы (Zhao et al., 2024).

Алкилфенолы (АФ), в частности октилфенол (ОФ) и нонилфенол (НФ), относятся к одним из наиболее распространенных персистентных эндокринных деструкторов (US EPA,

2010; Wu et al., 2016). Имитируя функции половых стероидных гормонов – эстрогенов, АФ вызывают нарушения репродуктивной, иммунной, центральной нервной и других систем живых организмов (Liu et al., 2017; Green et al., 2021).

Октил- и нонилфенолы образуются в результате абиотической или биологической трансформации октил- и нонилфенолполиэтоксилатов – поверхностно-активных веществ, которые широко используют для производства гербицидов, пестицидов, моющих средств, смазочных материалов, косметики и т.д. (Graca et al., 2016; Salgueiro-González et al., 2017).

Вследствие гидрофобности и высокой персистентности АФ аккумулируются организмами, оказывая на них токсическое действие. Использование АФ в странах ЕС регламентируется Directive 2003/53/EC

(EU Directive 76/769/ЕЕС), которая вступила в силу в 2005 г.

Использование сточных вод, регенерированных для вторичного использования в системах орошения сельскохозяйственных угодий, а также применение осадков сточных вод в качестве нетрадиционных органоминеральных удобрений для сельского хозяйства считаются основными источниками попадания АФ в почвы (Sun et al., 2013; Ma et al., 2015; Plekhanova, 2017; Wang et al., 2021; Liu et al., 2024). Рекомендованное ЕРА количество осадков сточных вод, используемых в качестве удобрений в сельскохозяйственных целях (62 кг/м<sup>2</sup>), соответствует концентрации в 2,6 мг НФ/кг удобренной почвы в 15 см верхнего слоя почвы (Brown et al., 2009). Уровень ПДК НФ в почве, установленный в Дании, составляет 0,01 мг/кг (Feenstra et al., 2009), в Канаде допускается содержание НФ в почвах в зависимости от их назначения от 5,7 мг НФ/кг почвы до 14 мг НФ/кг почвы (Canadian environmental quality guidelines, 2002). В России в настоящее время нормативы ПДК для ОФ и НФ в почвах отсутствуют.

В зависимости от объема внесенных органических удобрений и осадков сточных вод содержание НФ в почвах варьирует в пределах 14,2–60,3 мг/кг, но может достигать и сотен миллиграмм НФ в 1 кг почвы (Kwak et al., 2017; de Bruin et al., 2019).

При попадании в почвы АФ накапливаются главным образом в поверхностном слое, с глубиной количество их снижается (Ma et al., 2015). Загрязнение почв АФ приводит к снижению видового состава микробиоты, изменению биологической активности почв, в том числе ферментативной (Kuzikova et al., 2019; Zaytseva et al., 2020).

По прошествии времени в почве за счет биологических процессов, а именно микробиологической деструкции происходит дегра-

дация алкилфенолов. Степень биodeградации АФ зависит от концентрации ксенобиотиков, типа почвы, состава микробиома почвы и т.д. (Chang et al., 2007a, b; Kuzikova et al., 2019).

Поиск экологических способов очистки загрязненных АФ почв в настоящее время является наиболее актуальным. Биоаугментация почв как отдельными бактериальными штаммами (Ma et al., 2018), так и консорциумами микроорганизмов (Bai et al., 2017) является наиболее безопасным, экологически чистым способом ремедиации почв, загрязненных АФ.

Бактерии, деградирующие алкилфенолы, относятся к различным родам: *Acinetobacter*, *Bacillus*, *Methylobacterium*, *Pseudomonas*, *Raoultella*, *Sphingomonas*, *Sphingobium*, *Stenotrophomonas* и др. (Soares et al., 2003; Tuan et al., 2011, 2013; Reddy et al., 2017; Bhandari et al., 2021; Lara-Moreno et al., 2022; Zaytseva et al., 2024). Известно также о метаболической способности бактерий, относящихся к семейству *Enterobacteriaceae*, деструктировать различные токсичные ксенобиотики (Radulović et al., 2020; Sun et al., 2022; Naseem et al., 2023), в том числе нонилфенолы (Зайцева и др., 2022).

Цель настоящего исследования состояла в выделении и идентификации бактериального штамма-деструктора нонил- и октилфенолов; изучении кинетики деструкции алкилфенолов, выделенным штаммом как в почве, так и в жидкой среде; оценке динамики изменения ферментативной активности почвы, загрязненной АФ, при биоаугментации бактериальным штаммом-деструктором 18s.

## Материалы и методы

В качестве объектов исследования использованы образцы верхних горизонтов дерново-подзолистой суглинистой почвы, отобранные в Серпуховском районе Московской области (54,9304 с.ш. 37,43 в.д.), нонил-

фенол (НФ) (CAS: 84852–15–3, 95 %) и 4-трет-октилфенол (ОФ) (CAS: 140–66–9, 97 %), полученные от Sigma-Aldrich (США).

Почвенные образцы обрабатывали нонилфенолом (300 мг НФ/кг сухой почвы (с.п.)) и инкубировали в течение 90 суток при  $24 \pm 2$  °С при отсутствии освещения.

При скрининге бактерий-деструкторов АФ накопительные культуры получали при внесении 5 г влажной почвы в колбы Эрленмейера, содержащие 50 мл минеральной среды (МС) следующего состава, г/л:  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ –0,4;  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ –0,15;  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ –0,15;  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  – 0,02, с добавлением НФ (50 мг/л) в качестве селективного агента (рН  $7,2 \pm 0,2$ ). Смесь инкубировали на роторном шейкере CertomatBS-1 (Германия) (230 об/мин) при 28 °С в темноте в течение 7 суток, затем переносили в свежую среду МС с НФ (5 мл/50 мл среды) и инкубировали в тех же условиях, после чего культуры регулярно пересеивали каждые 3–4 дня. Здесь и в последующих экспериментах АФ вносили в жидкую питательную среду в виде этанольных растворов. Содержание этанола в каждом варианте, в том числе в абиотических контролях, оставалось неизменным (0,04 об.%). После 5-кратного повторного посева 0,1 мл культуральной жидкости наносили на поверхность агаризованной среды МС, содержащей глюкозу – 0,5 г/л; дрожжевой экстракт – 0,2 г/л, агар – 2 г/л и НФ – 50 мг/л. Одиночные колонии отбирали и высевали на поверхность сухого питательного агара (СПА) следующего состава, г/л: панкреатический гидролизат рыбной муки – 12,0, пептон сухой ферментативный – 12,0, NaCl – 6,0, агар микробиологический – 10,0, содержащего 50 мг НФ/л. Культуры инкубировали при 28 °С в течение 3 дней. Морфологически отличающиеся колонии бактерий были отобраны для дальнейшего изучения их способности к биодegradации.

Для отбора штаммов-деструкторов АФ бактериальные изоляты инкубировали в глупбинных условиях в среде МС, содержащей АФ (50 мг/л), в описанных выше условиях. По окончании 4 суток инкубирования определяли содержание НФ и ОФ в культуральных жидкостях.

Общепринятые методики (Krieg, Padgett, 2011) были использованы для выявления фенотипических признаков бактериального штамма-деструктора АФ. Окраску по Граму, подвижность и наличие спор определяли по общепринятым методикам (Руководство..., 1983) с использованием светового микроскопа МИКМЕД-6 (ЛОМО, Санкт-Петербург, Россия).

Метод секвенирования фрагмента последовательности гена 16S рРНК (*rrs*) по Сэнгеру был применен при идентификации штамма 18s. Праймеры fD1 (5'-AGAGTTTGATCCTGGCTCAG-3') и rD1 (5'-CTTAAGGAGGTGATCCAGCC-3') (Weisburg et al., 1991) использовали для амплификации участка гена 16S рРНК (около 1500 пн). Нуклеотидную последовательность ПЦР-продукта определяли на генетическом анализаторе ABI 3500xl («Applied Biosystems», США). Для поиска гомологичных последовательностей использовали базу данных NCBI GenBank (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov>) (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>) и программу BLAST. Идентификацию штамма 18s проводили в Коллекции культур сельскохозяйственных микроорганизмов ФГБНУ ВНИИСХМ (ВКСМ, Санкт-Петербург).

НФ и ОФ вносили в питательную среду в виде этанольных растворов, создавая концентрации 50,0–300,0 мг АФ/л. В качестве контроля использовали варианты, содержащие АФ, без внесения клеток штамма 18s. Продолжительность культивирования составляла 7 суток.

Для изучения деструкции НФ и ОФ штаммом 18s в почве алкилфенолы вносили в почву по методике, описанной ранее (Zaytseva et al., 2020), создавая концентрацию 100 мг АФ/кг сухой почвы (с.п.). В качестве контролей использовали почву, стерилизованную автоклавированием при избыточном давлении 1 атм. в течение 1 ч 20 мин – Контроль 1 и нестерилизованную почву – Контроль 2. Почвенные образцы (контрольные и содержащие штамм 18s) инкубировали в течение 30 суток при температуре  $24 \pm 2$  °С в темноте при периодическом перемешивании. Влажность почвы поддерживали на уровне 60 %.

В экспериментах по биодegradации АФ как в жидкой среде, так и в почве использовали инокуляты, полученные по методике, представленной ранее (Zaytseva et al., 2024). Начальная концентрация клеток штамма 18s в среде МС и почве, содержащих АФ, составляла  $3 \pm 1 \times 10^8$  клеток/мл и  $4 \pm 1 \times 10^8$  клеток/г с.п. соответственно. Подсчет количества бактериальных клеток проводили с использованием камеры Горяева на микроскопе МИКМЕД-6 (ЛОМО, Россия).

Содержание АФ в почвенных образцах, культуральных жидкостях и в абиотических контролях определяли методом высокоэффективной жидкостной хроматографии на хроматографе «Hewlett-Packard» HP 1090 (Hewlett-Packard, США) по методикам, представленным ранее (Kuzikova et al., 2017, 2019).

Кинетику дегradации АФ в быстрой фазе в жидкой среде и в почвах анализировали в соответствии с моделью первого порядка. В качестве показателей скорости убыли АФ использовали  $T_{50}$  (сутки) – продолжительность периода 50 %-й деструкции поллютантов и  $k$  (сутки<sup>-1</sup>) – коэффициент скорости реакции первого порядка, рассчитанный с использованием линейного регрессионного анализа. Кинетическое уравнение биодegradации

представлено следующим образом:  $C_t = C_0 \cdot e^{-kt}$ , где  $k$  – кинетическая константа реакции первого порядка (коэффициент скорости реакции первого порядка),  $C_t$  – концентрация АФ в момент времени  $t$ , мг/л,  $C_0$  – начальная концентрация АФ. Параметр  $k$  получен методом линейной регрессии между скоростью убыли поллютанта ( $C_t/C_0$ ) и временем ( $t$ ) (Wang et al., 2019).

Степень деструкции АФ рассчитывали следующим образом:

$$\text{Степень деструкции АФ, \%} = (C_0 - C_t)/C_0 \times 100,$$

где  $C_0$  – исходная концентрация АФ в среде, мг/л (или в почве, мг/кг с.п.),  $C_t$  – концентрация АФ в момент времени  $t$  в среде, мг/л (или в почве, мг/кг с.п.).

Активности почвенных ферментов уреазы и амилазы определяли колориметрически на спектрофотометре Genesys 10uv scanning (Thermo Spectronic, США) по методикам, представленным ранее (Хазиев, 2005). Активность уреазы выражали в миллиграммах  $N-NH_4$  на 1 г с.п. в сутки. Активность амилазы выражали в миллиграммах мальтозы на 1 г с.п. за сутки. Образцы почвы, не загрязненные АФ и не обработанные клетками штамма 18s, использовали в качестве контроля.

Статистическую обработку данных проводили с использованием пакета компьютерных программ Statistica software (версия 10). Статистическую значимость выявляли с помощью one-way ANOVA с использованием критерия Краскела-Уоллиса. Статистическая значимость была установлена при  $p \leq 0,05$ . Полученные данные представлены как среднее значение  $\pm$  стандартное отклонение трех независимых повторов каждого варианта.

## Результаты и обсуждение

Из загрязненных нонилфенолом почвенных образцов было выделено 10 бак-

териальных штаммов, обладающих способностью к деструкции алкилфенолов. Наибольшую деструктивную способность в отношении НФ в водной среде проявил штамм 18s: степень деструкции НФ штаммом 18s в 1,3–4,8 раза превышала степень его деструкции другими бактериальными штаммами (табл. 1).

При внесении в среду клеток штамма 18s за 4 суток культивирования концентрации НФ и ОФ снижались от 50 мг/л до 10,9 и 12 мг/л соответственно, степень деструкции

АФ превышала 75 %. Следует отметить, что в контрольных вариантах (без клеток бактерий) убыль алкилфенолов в среде не происходила (рис. 1).

Штамм 18s идентифицировали по морфолого-культуральным и физиолого-биохимическим признакам и с использованием метода секвенирования фрагмента последовательности гена 16S рРНК.

Клетки штамма 18s представляют собой грамтрицательные неспорообразующие подвижные палочки. На поверхности СПА

Таблица 1. Скрининг бактериальных штаммов – деструкторов НФ

Table 1. Screening of bacterial strains – NP degraders

№ п.п.	Бактериальный штамм	Содержание НФ в культуральной жидкости, мг/л	Степень деструкции НФ, %
1	4 s	31,1 ± 2,9	37,8 ± 4,9
2	6 s	27,7 ± 4,6	44,6 ± 4,4
3	11 s	41,9 ± 3,8	16,2 ± 5,5
4	12 s	32,8 ± 5,1	34,4 ± 5,1
5	15 s	26,3 ± 1,9	47,4 ± 4,9
6	18s	10,9 ± 1,3	78,2 ± 7,3
7	21 s	26,4 ± 2,6	47,2 ± 3,3
8	25 s	33,9 ± 2,8	32,2 ± 6,2
9	26 s	19,2 ± 3,2	61,6 ± 7,1
10	29 s	27,8 ± 2,6	44,4 ± 5,8

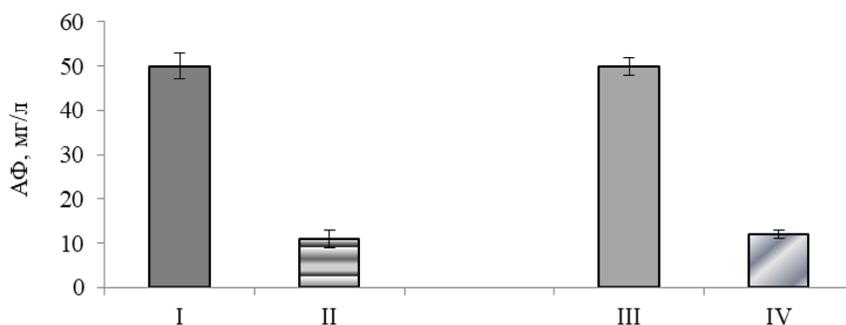


Рис. 1. Содержание нонилфенола и октилфенола в среде после 4 суток культивирования (АФ – 50 мг/л): I – НФ; II – НФ+штамм18s; III – ОФ; IV – ОФ+штамм18s

Fig. 1. Nonylphenol and octylphenol concentrations in medium after 4 days of cultivation (AP – 50 mg/l): I – NP; II – NP+strain18s; III – OP; IV – OP+strain18s

штамм 18s образует округлые колонии белого цвета диаметром 2,0–3,0 мм. Колонии имеют гладкую, блестящую поверхность, выпуклый профиль, мелкозернистую структуру, жидкую консистенцию, полупрозрачный волнистый край. Штамм 18s относится к факультативным анаэробам. Каталазоположителен, оксидазоотрицателен. Штамм катаболизирует лактозу, глюкозу, рамнозу, арабинозу, фруктозу, галактозу, маннозу, ксилозу, маннит, раффинозу, сорбит с образованием кислоты и газа; дульцит и инозит без образования кислоты и газа; сахарозу и крахмал с образованием кислоты без газообразования. Индол не образует. Реакция Фогес-Проскауэра положительная. Способен к денитрификации, потребляет азот минеральных солей (причем аммонийный в большей степени, чем нитратный). Ассимилирует атмосферный азот. Мочевину не использует. Обладает протеолитической активностью в отношении желатины, но не казеина. Штамм проявляет амилалитическую и липолитическую активность, способен к росту в широком диапазоне температур от +5 до +36 °C и концентраций NaCl 2,5–10 %, при 10 % NaCl рост слабый. Растет при pH 3–9, при pH 3 рост слабый.

Методом секвенирования фрагмента гена 16S рРНК показано, что последовательность штамма 18s проявляет высокую степень идентичности с аналогичными генами типовых штаммов р. *Lelliottia* – *L. jeotgali* PFL01T (99,59 %) и *L. amnigena* NCNC 12124T (99,52 %).

По совокупности морфолого-культуральных и физиолого-биохимических признаков и результатов, полученных при секвенировании последовательности гена 16S рРНК, штамм 18s идентифицирован как *Lelliottia jeotgali*.

Последовательность *rrs* гена изолята *Lelliottia jeotgali* 18s депонирована в базе

данных GenBank под номером SUB 14866781 *Lelliottia* PQ591717.

Род *Lelliottia* – сравнительно недавно охарактеризованный род семейства *Enterobacteriaceae*. На основе анализа мультилокусных последовательностей (MLSA), молекулярной гибридизации ДНК, фенотипических характеристик и анализа жирнокислотного состава клеточных стенок бактерии *Enterobacter amnigenus* и *E. nimipressuralis* ранее были реклассифицированы как принадлежащие к новому роду *Lelliottia* и переименованы в *Lelliottia amnigena* и *Lelliottia nimipressuralis* соответственно (Brady et al., 2013). Корейскими исследователями выделен бактериальный штамм PFL01T, который, как показал анализ филогенетических последовательностей на основе гена 16S рРНК, тесно связан с *Lelliottia nimipressuralis* LMG 10245T и *Lelliottia amnigena* LMG 2784T с идентичностью последовательностей более 99 %. Однако сравнение результатов филогенетического анализа, изучения составов геномных ДНК и данных ряда биохимических анализов позволило классифицировать штамм PFL01T как новый вид рода *Lelliottia* – *Lelliottia jeotgali* PFL01T (Yuk et al., 2018).

Деструктивные свойства бактерий р. *Lelliottia* ранее были выявлены в отношении полициклических ароматических углеводородов, тринитротолуола, хлорорганических пестицидов малатиона и эндосульфана, фенола и нонилфенола (Gumuscu et al., 2015; Jimenez-Torres et al., 2016; Radulović et al., 2020; Sachaniya et al., 2021; Зайцева и др., 2022).

Нами установлено, что выделенный штамм *L. jeotgali* 18s разлагает НФ и ОФ как в водной среде, так и в почве (рис. 2, 3).

Анализ кривых убыли алкилфенолов в воде и почве в условиях проведенных экспериментов позволил выделить 2 фазы деструкции – быструю и замедленную. Следу-

ет отметить, что аналогичный двухфазный характер убыли АФ ранее был отмечен как под действием природных микробиомов воды и почв (Hseu, 2006; Lofthus et al., 2018), так и под влиянием отдельных микроорганизмов: цианобактерий (Zaytseva, Medvedeva, 2019), микроводорослей (Zhou et al., 2013), бактерий (Zaytseva et al., 2024), микромицетов (Kuzikova, Medvedeva, 2023). К замедлению процессов деструкции алкилфенолов по окончании быстрой фазы, как предполагается, приводит образование токсичных для микроорганизмов-деструкторов метаболитов, вызывающих ухудшение качества среды или гибель деструкторов (Bai et al., 2017).

Выделенная нами бактерия *L. jeotgali* 18s продемонстрировала способность к деструкции длинноцепочечных алкилфенолов: нонил- и октилфенолов в жидкой среде в широком диапазоне концентраций 50,0–300,0 мг/л (рис. 2).

Повышение содержания АФ в среде приводило к увеличению времени их 50 %-ого удаления и снижению скорости их degrada-

ции бактерией *L. jeotgali* 18s (табл. 2). Так, при увеличении начального содержания алкилфенолов от 50 до 300 мг/л в вариантах с *L. jeotgali* длительность полураспада НФ и ОФ возросла в 2,7 и 3,9 раза соответственно.

При сравнении эффективности биодеструкции нонил- и октилфенолов выявлено, что штамм 18s проявляет больший деградационный потенциал в отношении НФ по сравнению с ОФ. При одинаковом содержании алкилфенолов деградация ОФ бактериями *L. jeotgali* проходила медленнее и характеризовалась более низкими значениями коэффициента скорости  $k$  и более длинным периодом полудеструкции – до 2,2 раза по сравнению с НФ в зависимости от концентрации алкилфенолов ( $p < 0,05$ ).

Полученные результаты согласуются с представленными ранее данными о более высокой биodeградability НФ по сравнению с ОФ (Zhou et al., 2013; Reddy et al., 2017; Zaytseva, Medvedeva, 2019; Kuzikova, Medvedeva, 2023).

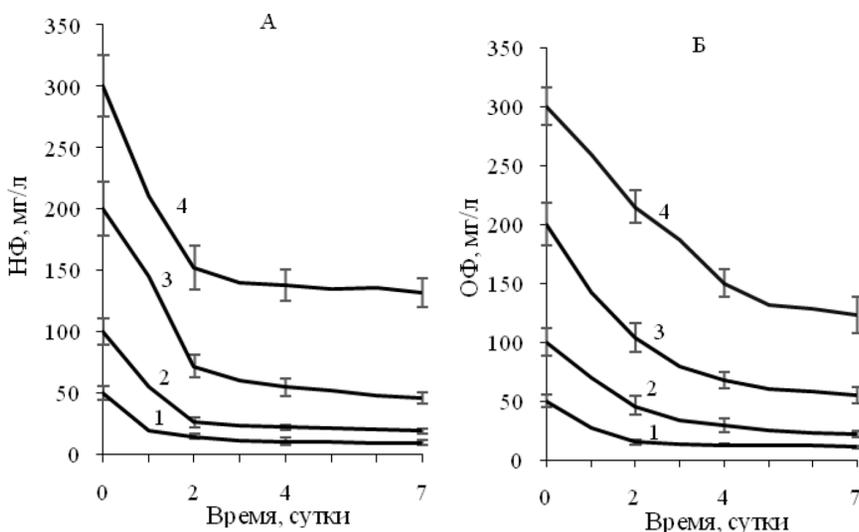


Рис. 2. Убыль НФ (А) и ОФ (Б) в среде культивирования *L. jeotgali* 18s. Концентрации алкилфенолов: 1–50 мг/л; 2–100 мг/л; 3–200 мг/л; 4–300 мг/л

Fig. 2. Decrease in NP (A) and OP (B) in the *L. jeotgali* 18s culture medium. Concentrations of alkylphenols: 1–50 mg/l; 2–100 mg/l; 3–200 mg/l; 4–300 mg/l

Таблица 2. Параметры кинетики удаления алкилфенолов из жидкой среды штаммом *L. jeotgali* 18sTable 2. Kinetic parameters of alkylphenols removal from a liquid medium by the strain *L. jeotgali* 18s

АФ, мг/л	Уравнение кинетики биodeградации	R <sup>2</sup>	к, сутки <sup>-1</sup>	T <sub>50</sub> , сутки
Нонилфенол				
50	$\ln(C_t/C_0) = -0,9t - 0,03$	0,948	$0,9 \pm 0,1$	$0,74 \pm 0,08$
100	$\ln(C_t/C_0) = -0,67t + 0,02$	0,996	$0,67 \pm 0,04$	$1,1 \pm 0,1$
200	$\ln(C_t/C_0) = -0,5t + 0,05$	0,956	$0,5 \pm 0,1$	$1,5 \pm 0,1$
300	$\ln(C_t/C_0) = -0,33t - 0,02$	0,946	$0,33 \pm 0,02$	$2,0 \pm 0,2$
Октилфенол				
50	$\ln(C_t/C_0) = -0,59t - 0,02$	0,975	$0,59 \pm 0,04$	$1,1 \pm 0,1$
100	$\ln(C_t/C_0) = -0,39t - 0,01$	0,991	$0,39 \pm 0,03$	$1,8 \pm 0,1$
200	$\ln(C_t/C_0) = -0,32t - 0,01$	0,979	$0,32 \pm 0,02$	$2,2 \pm 0,2$
300	$\ln(C_t/C_0) = -0,16t$	0,964	$0,16 \pm 0,01$	$4,3 \pm 0,5$

В экспериментах по изучению деградации алкилфенолов в почве нами выявлено отсутствие убыли АФ в образцах стерилизованной почвы, в то время как в нестерильных, загрязненных алкилфенолами образцах зафиксировано снижение содержания НФ и ОФ на 41 % и 32 % соответственно ( $p < 0,05$ ) по-

сле 30 суток инкубирования (рис. 3). Очевидно, что убыль алкилфенолов в нестерильных почвенных образцах происходит вследствие их биодеструкции автохтонной микробиотой. Деградация алкилфенолов автохтонной микробиотой в различных экосистемах: воде, почве, донных отложениях представлена ра-

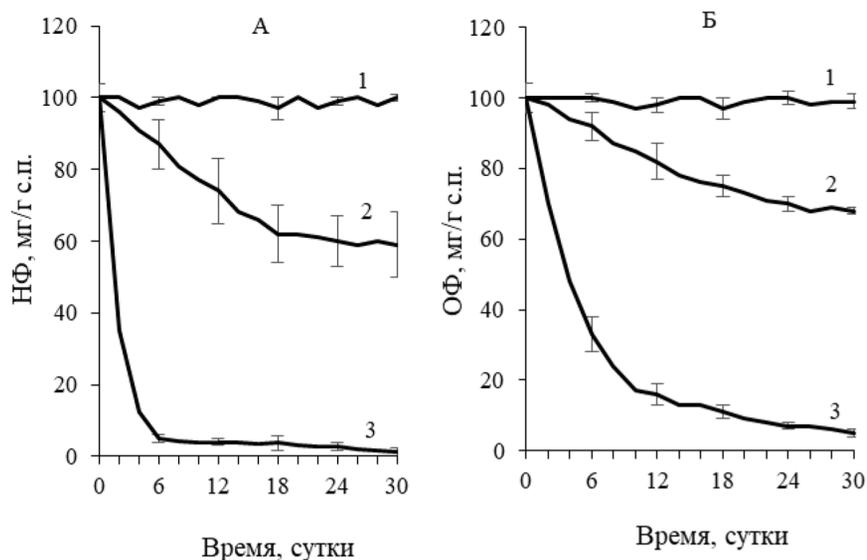


Рис. 3. Деградация в почве НФ (А) и ОФ (Б) в концентрациях 100 мг/кг с.п. штаммом *L. jeotgali* 18s: 1 – стерильная почва; 2 – нестерилизованная почва; 3 – почва, содержащая клетки *L. jeotgali* 18s

Fig. 3. Degradation of NP (A) and OP (B) at concentrations of 100 mg/kg DS in soil by the strain *L. jeotgali* 18s: 1 – sterile soil; 2 – unsterilized soil; 3 – soil containing *L. jeotgali* 18s cells

нее (Lofthus et al., 2018; Kuzikova et al., 2019, 2022).

В условиях аугментации (при внесении в почву клеток *L. jeotgali* 18s) процессы убыли как НФ, так и ОФ значительно ускорились: константы скорости возрастали в 20,8 и 11,9 раза соответственно, а уровни  $T_{50}$  снижались в 18,6 раза (для НФ) и более чем в 7 раз для ОФ, степень деструкции НФ увеличивалась в 2,4 раза, ОФ – в 3 раза (рис. 3, табл. 3).

Константа скорости  $k$  в почвенных образцах, загрязненных НФ (как в контрольном, так и обработанном *L. jeotgali* 18s), была значительно – в 1,6–2,7 раза выше, чем в почвенных образцах, содержащих ОФ ( $p < 0,05$ ), что свидетельствует о более медленной биодegradации ОФ и в почве по сравнению с НФ.

Сравнительный анализ деструктивных свойств *L. jeotgali* 18s и ранее представленного штамма *L. jeotgali* 8 (Зайцева и др., 2022) в отношении нонилфенола показал более высокую способность к деградации НФ у *L. jeotgali* 18s по сравнению со штаммом *L. jeotgali* 8 как в водной среде, так и в почве. Так, в водной среде в зависимости от концентрации НФ продолжительность 50 %-ой

деградации поллютанта штаммом 18s была в 1,2–1,5 раза ниже, чем штаммом 8. Аналогично в результате аугментации почвы клетками штамма 18s убыль НФ проходила более чем в 4 раза быстрее, чем при обработке почвы клетками *L. jeotgali* 8.

Способность бактерий р. *Lelliottia* деструктировать октилфенол в водной среде и почве выявлена впервые.

Важную роль в сохранении биохимического равновесия почв при различных загрязнениях играют почвенные ферменты, в том числе секретируемые почвенными микроорганизмами, играющие ключевую роль в разложении органического вещества, в глобальных циклах углерода (С), фосфора (Р) и азота (N), а также служащие индикаторами здоровья и плодородия почвы (Lee et al., 2020; Qu et al., 2020; Daunoras et al., 2024).

Исследована динамика изменения активностей почвенных ферментов уреазы и амилазы в условиях аугментации клетками штамма 18s почв, загрязненных нонил- и октилфенолами.

Уреаза – фермент, катализирующий гидролиз мочевины с выделением диоксида угле-

Таблица 3. Параметры кинетики удаления алкилфенолов из почвы

Table 3. Kinetic parameters of soil alkylphenols removal

Вариант	Уравнение кинетики биодegradации	$R^2$	$k$ , сутки <sup>-1</sup>	$T_{50}$ , сутки	Степень деструкции АФ после 30 суток инкубирования, %
Нонилфенол					
К 2	$\ln(C_t/C_0) = -0,025t - 0,004$	0,997	$0,025 \pm 0,005$	$27,9 \pm 3,3$	$41 \pm 1$
Почва + НФ (100 мг/кг с.п.) + <i>L. jeotgali</i> 18s	$\ln(C_t/C_0) = -0,52t + 0,07$	0,959	$0,52 \pm 0,06$	$1,5 \pm 0,2$	$98 \pm 2$
Октилфенол					
К 2	$\ln(C_t/C_0) = -0,016t + 0,002$	0,985	$0,016 \pm 0,002$	> 30	$32 \pm 2$
Почва + ОФ (100 мг/кг с.п.) + <i>L. jeotgali</i> 18s	$\ln(C_t/C_0) = -0,19t + 0,02$	0,976	$0,19 \pm 0,03$	$3,8 \pm 0,5$	$95 \pm 5$

рода и аммония, участвует в круговороте азота в почве (Daunoras et al., 2024). Амилаза гидролизует крахмал с образованием редуцирующих сахаров и является важным источником энергии для микроорганизмов (Qu et al., 2020).

Загрязнение почвенных образцов нонил- и октилфенолами вызывало значительное снижение активности уреазы как в обработанных клетками штамма 18s, так и в не обработанных вариантах. Так в вариантах, загрязненных АФ и не содержащих 18s, после 15 суток инкубирования активность уреазы снизилась более чем на 60 %. Причем восстановление уреазной активности в этих вариантах до контрольного уровня не происходило и после 30 суток эксперимента (рис. 4).

В вариантах, обработанных клетками штамма 18s, после 15 суток снижение активности уреазы происходило в меньшей степени – на 36 % (НФ) и 50 % (ОФ) по сравнению с контролем. Следует отметить, что в почве, загрязненной НФ и содержащей *L. jeotgali*, после 30 суток выявлено восстановление уреазной активности до контрольного уровня

( $p > 0,05$ ), а в варианте с ОФ активность уреазы оставалась ниже контрольной в 1,3 раза, но превышала таковую в почве без клеток бактерии в 2,7 раза ( $p < 0,05$ ).

Аналогичные зависимости нами выявлены и при исследовании влияния аугментации почвы клетками *L. jeotgali* 18s и алкилфенолов на амилазную активность (рис. 5). После 15 суток НФ и ОФ вызывали снижение активности амилаз в почвенных образцах, не обработанных клетками штамма 18s, в 2,5 и 3,3 раза, а в условиях аугментации – в 1,6 и 2,1 раза соответственно ( $p < 0,05$ ) (рис. 5).

После 30 суток в отсутствие бактериальных клеток при загрязнении почвы НФ и ОФ отмечено снижение активности амилаз на 38 % и 52 % относительно контрольной почвы, в то время как в условиях аугментации в варианте, содержащем НФ, зафиксировано восстановление амилазной активности до контрольного уровня, а в почве с ОФ активность амилаз оставалась ниже контрольной на 24 %, но при этом была выше в 1,6 раза,

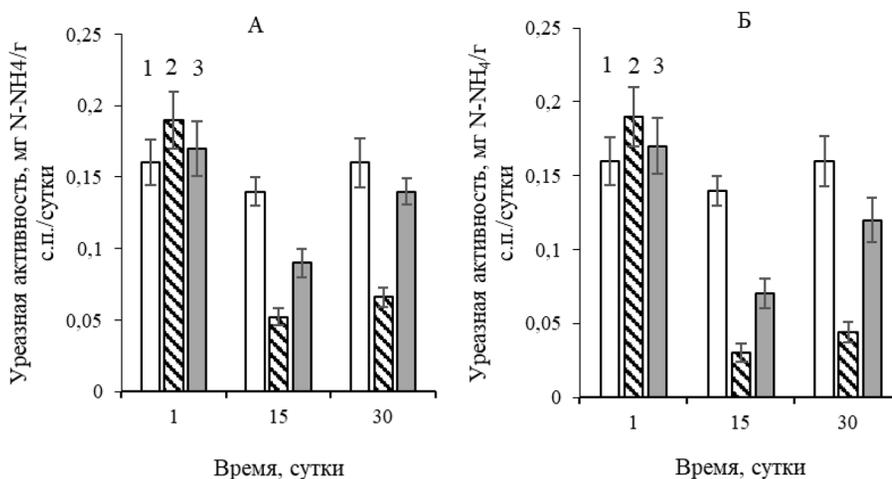


Рис. 4. Динамика изменения уреазной активности почвы, загрязненной нонилфенолом (А) и октилфенолом (Б): 1 – контрольная почва; 2 – загрязненная АФ почва; 3 – загрязненная АФ почва, содержащая *L. jeotgali* 18s

Fig. 4. Dynamics of changes in urease activity of soil contaminated with nonylphenol (A) and octylphenol (B): 1 – control soil; 2 – AP-contaminated soil; 3 – AP-contaminated soil containing *L. jeotgali* 18s

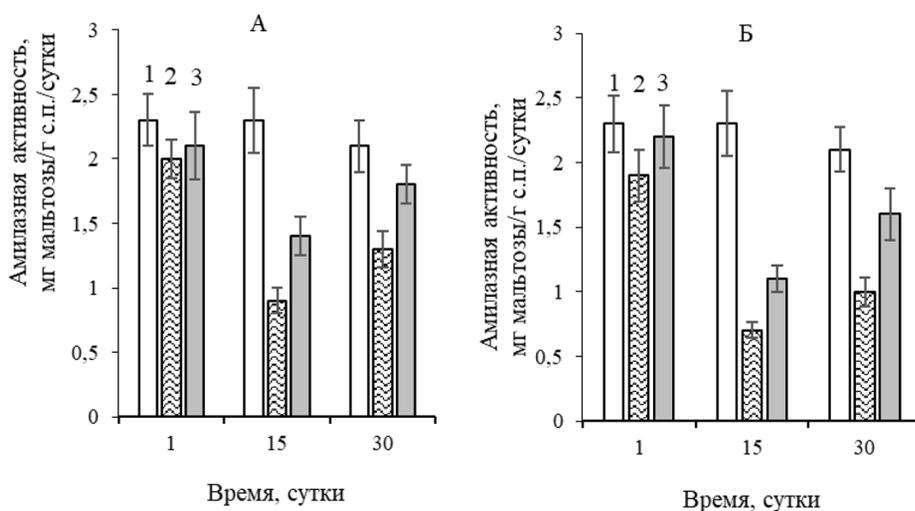


Рис. 5. Динамика изменения амилазной активности почвы, загрязненной нонилфенолом (А) и октилфенолом (Б): 1 – контрольная почва; 2 – загрязненная АФ почва; 3 – загрязненная АФ почва, содержащая *L. jeotgali* 18s

Fig. 5. Dynamics of changes in amylase activity of soil contaminated with nonylphenol (A) and octylphenol (B): 1 – control soil; 2 – AP-contaminated soil; 3 – AP-contaminated soil containing *L. jeotgali* 18s

чем в варианте, не обработанном *L. jeotgali* 18s ( $p < 0,05$ ) (рис. 5).

### Заключение

Учитывая, что биоремедиация – это экологически и экономически перспективный метод, приводящий к максимальному разложению органических загрязнителей при минимальном негативном воздействии на почву (Kisić et al., 2022), выявленная способность бактериального штамма *L. jeotgali* 18s деградировать нонил- и октилфенолы

в почве и способствовать восстановлению ферментативной активности загрязненной этими ксенобиотиками почвы в совокупности с представленными ранее данными о потенциале бактерий рода *Lelliottia* стимулировать рост растений (Liu et al., 2021; Parashar et al., 2023; Wang et al., 2024) позволяет предположить перспективность дальнейшего изучения штамма *L. jeotgali* 18s для разработки методов биологической очистки природных экосистем от гормоноподобных ксенобиотиков.

### Список литературы / References

Зайцева Т. Б., Руссу А. Д., Медведева Н. Г. (2022) Микробиологическая деградация гормоноподобных ксенобиотиков. *Экосистемы*, 32: 52–59 [Zaytseva T. B., Russu A. D., Medvedeva N. G. (2022) Microbiological degradation of endocrine disrupting xenobiotics. *Ecosystems* [Ekosistemy], 32: 52–59 (in Russian)]

*Руководство к практическим занятиям по микробиологии: практическое пособие. 2-е издание* (1983) Егоров Н. С. (Ред.) Москва, Издательство Московского университета, 215 с. [Guide to practical classes in microbiology: a practical handbook. 2nd edition (1983) Egorov N. S. (Ed.) Moscow, Moscow University, 215 p. (in Russian)]

Хазиев Ф. Х. (2005) *Методы почвенной энзимологии*. Москва, Наука, 252 с. [Khaziev F. Kh. (2005) *Methods of soil enzymology*. Moscow, Nauka, 252 p. (in Russian)]

Bai N., Abuduaini R., Wang S., Zhang M., Zhu X., Zhao Y. (2017) Nonylphenol biodegradation characterizations and bacterial composition analysis of an effective consortium NP-M2. *Environmental Pollution*, 220(Part A): 95–104

Bhandari G., Bagheri A.R., Bhatt P., Bilal M. (2021) Occurrence, potential ecological risks, and degradation of endocrine disrupter, nonylphenol, from the aqueous environment. *Chemosphere*, 275: 130013

Brady C., Cleenwerck I., Venter S., Coutinho T., De Vos P. (2013) Taxonomic evaluation of the genus *Enterobacter* based on multilocus sequence analysis (MLSA): proposal to reclassify *E. nimipressuralis* and *E. amnigenus* into *Lelliottia* gen. nov. as *Lelliottia nimipressuralis* comb. nov. and *Lelliottia amnigena* comb. nov., respectively, *E. gergoviae* and *E. pyrinus* into *Pluralibacter* gen. nov. as *Pluralibacter gergoviae* comb. nov. and *Pluralibacter pyrinus* comb. nov., respectively, *E. cowanii*, *E. radincitans*, *E. oryzae* and *E. arachidis* into *Kosakonia* gen. nov. as *Kosakonia cowanii* comb. nov., *Kosakonia radincitans* comb. nov., *Kosakonia oryzae* comb. nov. and *Kosakonia arachidis* comb. nov., respectively, and *E. turicensis*, *E. helveticus* and *E. pulveris* into *Cronobacter* as *Cronobacter zurichensis* nom. nov., *Cronobacter helveticus* comb. nov. and *Cronobacter pulveris* comb. nov., respectively, and emended description of the genera *Enterobacter* and *Cronobacter*. *Systematic and Applied Microbiology*, 36(5): 309–319

Brown S., Devin-Clarke D., Doubrava M., O'Connor G. (2009) Fate of 4-nonylphenol in a biosolids amended soil. *Chemosphere*, 75(4): 549–554

*Canadian environmental quality guidelines for nonylphenol and its ethoxylates. Scientific supporting document (water, sediment and soil). Report No. 1–3* (2002) Ottawa – Ontario, Environment Canada, 115 p.

Chang B. V., Chiang B. W., Yuan S. Y. (2007a) Anaerobic degradation of nonylphenol in soil. *Journal of Environmental Science and Health, Part B: Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes*, 42(4): 387–392

Chang B. V., Chiang B. W., Yuan S. Y. (2007b) Biodegradation of nonylphenol in soil. *Chemosphere*, 66(10): 1857–1862

Daunoras J., Kačergius A., Gudiukaitė R. (2024) Role of soil microbiota enzymes in soil health and activity changes depending on climate change and the type of soil ecosystem. *Biology*, 13(2): 85

de Bruin W., Kritzinger Q., Bornman R., Korsten L. (2019) Occurrence, fate and toxic effects of the industrial endocrine disrupter, nonylphenol, on plants – A review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 181: 419–427

Feenstra L., Brignon J.-M., Genty A., van Tongeren W., Lindeboom R., Oesterholt F., Vlaardingerboek A., Krupanek J., Zielonka U., Ullrich S. (2009) *An inventory and assessment of options for reducing emissions: nonylphenols / Work Package 3 – D.3.1.*

European Parliament (2003) *Directive 2003/53/EC of the European Parliament and of the Council of 18 June 2003 Amending for the 26th Time Council Directive 76/769/EEC Relating to Restrictions on the Marketing and Use of Certain Dangerous Substances and Preparations (Nonylphenol, NonylphenolEthoxylate and Cement): DIRECTIVE 2003/53/EC.* European Parliament, Strasbourg, France

Graca B., Staniszevska M., Zakrzewska D., Zalewska T. (2016) Reconstruction of the pollution history of alkylphenols (4-tert-octylphenol, 4-nonylphenol) in the Baltic Sea. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(12): 11598–11610

- Green M.P., Harvey A.J., Finger B.J., Tarulli G.A. (2021) Endocrine disrupting chemicals: Impacts on human fertility and fecundity during the peri-conception period. *Environmental Research*, 194: 110694
- Gumuscu B., Cekmecelioglu D., Tekinay T. (2015) Complete dissipation of 2,4,6-trinitrotoluene by in-vessel composting. *RSC Advances*, 5(64): 51812–51819
- Hseu Z.-Y. (2006) Response of microbial activities in two contrasting soils to 4-nonylphenol treated with biosolids. *Chemosphere*, 64(10): 1769–1776
- Jimenez-Torres C., Ortiz I., San-Martin P., Hernandez-Herrera R. I. (2016) Biodegradation of malathion,  $\alpha$ - and  $\beta$ -endosulfan by bacterial strains isolated from agricultural soil in Veracruz, Mexico. *Journal of Environmental Science and Health, Part B: Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes*, 51(12): 853–859
- Kisić I., Hrenović J., Zgorelec Ž., Durn G., Brkić V., Delač D. (2022) Bioremediation of agriculture soil contaminated by organic pollutants. *Energies*, 15(4): 1561
- Krieg N.R., Padgett P.J. (2011) Phenotypic and physiological characterization methods. *Methods in Microbiology. Volume 38: Taxonomy of prokaryotes*. Rainey F., Oren A. (Eds.) New York, Academic Press, p. 15–60
- Kuzikova I., Safronova V., Zaytseva T., Medvedeva N. (2017) Fate and effects of nonylphenol in the filamentous fungus *Penicillium expansum* isolated from the bottom sediments of the Gulf of Finland. *Journal of Marine Systems*, 171: 111–119
- Kuzikova I.L., Zaytseva T.B., Kichko A.A., Zinoveva S.V., Russu A.D., Mayachkina N.V., Medvedeva N.G. (2019) Effect of nonylphenols on the abundance and taxonomic structure of the soil microbial community. *Eurasian Soil Science*, 52(6): 671–681
- Kuzikova I., Andronov E., Zaytseva T., Metelkova L., Zhakovskaya Z., Medvedeva N. (2022) A microcosm approach for evaluating the microbial nonylphenol and butyltin biodegradation and bacterial community shifts in co-contaminated bottom sediments from the Gulf of Finland, the Baltic Sea. *Environmental Science and Pollution Research*, 29(46): 69849–69860
- Kuzikova I.L., Medvedeva N.G. (2023) Long-chain alkylphenol biodegradation potential of soil Ascomycota. *Doklady Biological Sciences*, 511(1): 228–234
- Kwak J.I., Moon J., Kim D., Cui R., An Y.J. (2017) Species sensitivity distributions for nonylphenol to estimate soil hazardous concentration. *Environmental Science & Technology*, 51(23): 13957–13966
- Lara-Moreno A., Aguilar-Romero I., Rubio-Bellido M., Madrid F., Villaverde J., Santos J.L., Alonso E., Morillo E. (2022) Novel nonylphenol-degrading bacterial strains isolated from sewage sludge: Application in bioremediation of sludge. *Science of the Total Environment*, 847: 157647
- Lee S.-H., Kim M.-S., Kim J.-G., Kim S.-O. (2020) Use of soil enzymes as indicators for contaminated soil monitoring and sustainable management. *Sustainability*, 12(19): 8209
- Liu C., Lai Y., Ouyang J., Yang T., Guo Y., Yang J., Huang S. (2017) Influence of nonylphenol and octylphenol exposure on 5-HT, 5-HT transporter, and 5-HT<sub>2A</sub> receptor. *Environmental Science and Pollution Research*, 24(9): 8279–8286
- Liu S., Liu H., Chen R., Ma Y., Yang B., Chen Z., Liang Y., Fang J., Xiao Y. (2021) Role of two plant growth-promoting bacteria in remediating cadmium-contaminated soil combined with *Miscanthus floridulus* (Lab.). *Plants*, 10(5): 912

Liu M., Zhao L., Deng W., Zhang C., Liao X., Huang H., Han C., Hu Y., Wu M. (2024) The degradation of a nonylphenol isomer in water and soil of typical sewage irrigation area in China. *Water and Environment Journal*, 38(2): 308–317

Lofthus S., Almas I.K., Evans P., Pelz O., Brakstad O.G. (2018) Biodegradation in seawater of PAH and alkylphenols from produced water of a North Sea platform. *Chemosphere*, 206: 465–473

Ma W., Nie C., Su F., Cheng X., Yan Y., Chen B., Lun X. (2015) Migration and biotransformation of three selected endocrine disrupting chemicals in different river-based aquifers media recharge with reclaimed water. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 102: 298–307

Ma J., Chen F., Tang Y., Wang X. (2018) Research on degradation characteristics of nonylphenol in water by highly effective complex microorganisms. *E 3S Web of Conferences*, 53: 04016

Naseem Z., Naveed M., Imran M., Saqlain M., Asif M., Bashir M., Alamri S., Siddiqui M.H., Brtnicky M., Mustafa A. (2023) Elucidating the potential of dye-degrading *Enterobacter cloacae* ZA14 for cultivation of *Solanum lycopersicum* plants with textile effluents. *Water*, 15(17): 3163

Parashar M., Dhar S.K., Kaur J., Chauhan A., Tamang J., Singh G.B., Asyakina L., Perveen K., Khan F., Bukhari N.A., Mudgal G., Gururani M.A. (2023) Two novel plant-growth-promoting *Lelliottia amnigena* isolates from *Euphorbia prostrata* Aiton enhance the overall productivity of wheat and tomato. *Plants*, 12(17): 3081

Plekhanova I.O. (2017) Self-purification of agrosoddy-podzolic sandy loamy soils fertilized with sewage sludge. *Eurasian Soil Science*, 50(4): 491–497

Qu Y., Tang J., Li Z., Zhou Z., Wang J., Wang S., Cao Y. (2020) Soil enzyme activity and microbial metabolic function diversity in soda saline–alkali rice paddy fields of Northeast China. *Sustainability*, 12(23): 10095

Radulović O., Stanković S., Uzelac B., Tadić V., Trifunović-Momčilov M., Lozo J., Marković M. (2020) Phenol removal capacity of the common duckweed (*Lemna minor* L.) and six phenol-resistant bacterial strains from its rhizosphere: in vitro evaluation at high phenol concentrations. *Plants*, 9(5): 599

Reddy M. V., Yajima Y., Choi D., Chang Y.-C. (2017) Biodegradation of toxic organic compounds using a newly isolated *Bacillus* sp. CYR 2. *Biotechnology and Bioprocess Engineering*, 22(3): 339–346

Sachaniya B. K., Gosai H. B., Panseriya H. Z., Dave B. P. (2021) Isolation and screening of multiple polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) degrading bacteria from historically contaminated coastal sites of Gujarat, India. *Journal of the Marine Biological Association of India*, 63(2): 80–87

Salgueiro-González N., Muniategui-Lorenzo S., López-Mahía P., Prada-Rodríguez D. (2017) Trends in analytical methodologies for the determination of alkylphenols and bisphenol A in water samples. *Analytica Chimica Acta*, 962: 1–14

Soares A., Guieysse B., Delgado O., Mattiasson B. (2003) Aerobic biodegradation of nonylphenol by cold-adapted bacteria. *Biotechnology Letters*, 25(9): 731–738

Sun Y., Huang H., Sun Y., Wang C., Shi X.-L., Hu H.-Y., Kameya T., Fujie K. (2013) Ecological risk of estrogenic endocrine disrupting chemicals in sewage plant effluent and reclaimed water. *Environmental Pollution*, 180: 339–344

Sun S., Su Y., Chen S., Cui W., Zhao C., Liu Q. (2022) Bioremediation of oil-contaminated soil: Exploring the potential of endogenous hydrocarbon degrader *Enterobacter* sp. SAVR S-1. *Applied Soil Ecology*, 173: 104387

Tuan N. N., Hsieh H.-C., Lin Y.-W., Huang S.-L. (2011) Analysis of bacterial degradation pathways for long-chain alkylphenols involving phenol hydroxylase, alkylphenol monooxygenase and catechol dioxygenase genes. *Bioresource Technology*, 102(5): 4232–4240

Tuan N. N., Lin Y.-W., Huang S.-L. (2013) Catabolism of 4-alkylphenols by *Acinetobacter* sp. OP5: Genetic organization of the oph gene cluster and characterization of alkylcatechol 2, 3-dioxygenase. *Bioresource Technology*, 131: 420–428

US EPA (2010) *Nonylphenol (NP) and Nonylphenol Ethoxylates (NPEs) Action Plan*, [https://www.epa.gov/sites/default/files/2015-09/documents/rin2070-za09\\_np-npes\\_action\\_plan\\_final\\_2010-08-09.pdf](https://www.epa.gov/sites/default/files/2015-09/documents/rin2070-za09_np-npes_action_plan_final_2010-08-09.pdf)

Wang L., Xiao H., He N., Sun D., Duan S. (2019) Biosorption and biodegradation of the environmental hormone nonylphenol by four marine microalgae. *Scientific Reports*, 9(1): 5277

Wang S., Zhang J., Zhou F., Liang C., He L., Jiao W., Wu W. (2021) Adsorption of EDCs on reclaimed water-irrigated soils: a comparative analysis of a branched nonylphenol, nonylphenol and bisphenol A. *Water*, 13(18): 2532

Wang M., Sun H., Xu Z. (2024) Characterization of rhizosphere microbial diversity and selection of plant-growth-promoting bacteria at the flowering and fruiting stages of rapeseed. *Plants*, 13(2): 329

Weisburg W. G., Barns S. M., Pelletier D. A., Lane D. J. (1991) 16S ribosomal DNA amplification for phylogenetic study. *Journal of Bacteriology*, 173(2): 697–703

Wu P., Zhang L., Yang D., Zhang J., Hu Z., Wang L., Ma B. (2016) Isotope dilution gas chromatography with mass spectrometry for the analysis of 4-octyl phenol, 4-nonylphenol, and bisphenol A in vegetable oils. *Journal of Separation Science*, 39(5): 904–909

Yuk K.-J., Kim Y.-T., Huh C.-S., Lee J.-H. (2018) *Lelliottia jeotgali* sp. nov., isolated from a traditional Korean fermented clam. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 68(5): 1725–1731

Zaytseva T. B., Medvedeva N. G. (2019) Sorption and biodegradation of octyl- and nonylphenols by the cyanobacterium *Planktothrix agardhii* (Gomont) Anagn. & Komárek. *Inland Water Biology*, 12(3): 337–345

Zaytseva T. B., Zinoveva S. V., Kuzikova I. L., Russu A. D., Chugunova M. V., Medvedeva N. G. (2020) Impact of nonylphenols on biological activity of loamy soddy-podzolic soil. *Eurasian Soil Science*, 53(5): 661–667

Zaytseva T., Safronova V., Russu A., Kuzikova I., Medvedeva N. (2024) Nonylphenol biodegradation by the bacterium *Raoultella planticola* strain F8 isolated from the sediment of the Gulf of Finland, the Baltic Sea. *Marine Biological Journal*, 9(1): 18–31

Zhao Y., Ji J., Wu Y., Chen S., Xu M., Cao X., Liu H., Wang Z., Bi H., Guan G., Tang R., Tao H., Zhang H. (2024) Nonylphenol and its derivatives: Environmental distribution, treatment strategy, management and future perspectives. *Chemosphere*, 352: 141377

Zhou G.-J., Peng F.-Q., Yang B., Ying G.-G. (2013) Cellular responses and bioremoval of nonylphenol and octylphenol in the freshwater green microalga *Scenedesmus obliquus*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 87: 10–16