ПРИКЛАДНАЯ БИОХИМИЯ И МИКРОБИОЛОГИЯ, 2021, том 57, № 4, с. 388–393

УДК 579.6

ВЛИЯНИЕ ФЕРУЛОВОЙ КИСЛОТЫ НА РОСТ КОЛОНИЙ И РАЗМНОЖЕНИЕ КЛЕТОК ЭНДОФИТНОГО ШТАММА БАКТЕРИЙ *Bacillus subtilis* 26Д

© 2021 г. Е. Р. Сарварова[1], Р. М. Хайруллин[1, *], И. В. Максимов[1]

[1]*Институт биохимии и генетики – обособленное структурное подразделение Федерального государственного бюджетного научного учреждения Уфимский федеральный исследовательский центр РАН, Уфа, 450054 Россия*

**e-mail: krm62@mail.ru*

Поступила в редакцию 26.08.2020 г.
После доработки 24.12.2020 г.
Принята к публикации 22.02.2021 г.

В стрессовых условиях, в том числе в ответ на инфицирование фитопатогенами, растения вырабатывают различные соединения, являющиеся активаторами роста, например, оксикоричные кислоты (**ОК**), в том числе феруловую кислоту (**ФК**). Роль ОК во взаимоотношениях растений с эндофитными бактериями детально не исследована. В работе изучали влияние ФК в пределах концентраций 1.0–1000 мкг/л на размножение и рост эндофитного штамма *Bacillus subtilis* 26Д на агаризованных и жидких средах. Установлено, что на 1.5%-ной агризованной среде ФК подавляла, а при меньшей концентрации агара (0.7%) увеличивала размеры бактериальных колоний. В жидкой среде ФК стимулировала размножение клеток бактерий. Показано, что бактерии штамма *B. subtilis* 26Д способны к деструкции ФК.

Ключевые слова: эндофитный штамм *Bacillus subtilis* 26Д, феруловая кислота, рост и размножение бактерий, подвижность

DOI: 10.31857/S0555109921040140

В настоящее время не вызывает сомнений, что присутствие во внутренних тканях растений микроорганизмов может благоприятно влиять на рост и устойчивость организма-хозяина. Такие бактерии, проникающие во внутренние растительные ткани без повреждений, вызванных воздействием каких-либо других факторов, и способные жить внутри растений, не нанося им вреда, относят к эндофитам [1]. Ценным свойством эндофитных бактерий, позволяющим использовать их в защите растений, является их способность к синтезу антибиотических соединений, ингибирующих рост и размножение фитопатогенов, а также индукции защитных реакций самого растения [2].

Хорошо известно, что одной из универсальных защитных реакций растений при патогенезе является формирование в растительных тканях сложного полимера лигнина из мономерных фенольных соединений, создающего своеобразный защитный барьер на пути распространения инфекции. Ключевым фенольным компонентом, укрепляющим клеточные стенки растений, является оксикоричная феруловая кислота (**ФК**) [3]. При этом сами фенольные соединения, вовлекающиеся в лигнификацию, способны непосредственно подавлять рост фитопатогенных грибов и выступать в роли природных пестицидов [4]. В этой связи возникает вопрос, как влияют подобные фенольные соединения на самих эндофитов, так как по аналогии с действием на фитопатогены, эти вещества могут подавлять рост и размножение мутуалистических эндофитных бактерий.

Анализ работ, посвященных изучению действия оксикоричных кислот (**ОК**) на бактерии, свидетельствует о том, что эти соединения по отношению к некоторым видам микроорганизмов проявляют антимикробное действие. Авторы работы [5] наблюдали подавление роста бактерий *Escherichia coli* DMF 7503, *Bacillus cereus* DMF 2001, *Listeria monocytogenes* DMF 5776 под действием ФК. Такой эффект Боргес с соавт. [6] объяснили влиянием ОК на физико-химические свойства внешних структур бактериальных клеток, поверхностный заряд, целостность бактериальной цитоплазматической мембраны. Вместе с тем у представителей *Bacillus subtilis* обнаружена способность использовать ФК в качестве единственного источника углерода [7].

Бактерии рода *Bacillus* довольно часто встречаются среди эндофитов [8]. В связи с этим возникает вопрос, как ФК могут влиять на рост и раз-

множение эндофитных представителей рода *Bacillus*. Работы, отвечающие на данный вопрос, в известной нам литературе не найдены.

Цель работы – исследование влияния ФК в концентрациях, близких к содержанию в ризосфере растений, на рост на агаризованных средах и в жидкой культуре эндофитного штамма бактерий *B. subtilis* 26Д – основы хорошо известного коммерческого фунгицида Фитоспорин-М.

МЕТОДИКА

В экспериментах использовали ФК (*trans*-ferulic acid, 99%) компании "Sigma-Aldrich" (США). Для изучения влияния кислоты на рост колоний штамма *B. subtilis* 26Д (коллекция ВНИИСХМ, №128) использовали агаризованную среду LB (Luria Bertani), следующего состава (%): триптон – 1.0, дрожжевой экстракт – 0.5, хлорид натрия – 1.0, картофельно-глюкозный отвар (**КГА**, отвар картофеля – 200 г/л) – 200 мл, глюкоза – 20, вода дистиллированная 1 л, агар-агар – 1.5, а также полусинтетическую среду (**ПСС**), состав которой приведен в работе [9].

Для инокуляции твердых сред использовали жидкие 24-часовые культуры. ФК в асептических условиях растворяли в стерильных пробирках в 96%-ном этаноле и выдерживали 60 мин в темноте для исключения возможной полимеризации из-за образования на свету свободных радикалов. Раствор вносили в незастывшую агаризованную среду с температурой 45°C и перемешивали для равномерного распределения кислоты. При этом объем вносимого этанола был одинаков во всех вариантах эксперимента.

Влияние ФК на рост колоний на плотных средах и его характер изучали в нескольких экспериментах. В одной серии на каждую чашку Петри, содержащую определенную концентрацию кислоты в питательной среде (1.5% агара), наносили по 5 мкл суспензии 24-часовой бактериальной культуры в 6 повторностях. Чашки помещали в термостат и инкубировали в течение 24 ч при температуре 37°C. Для оценки диаметра колоний измеряли два перпендикулярных диаметра, из 12 замеров рассчитывали средний диаметр в мм.

В другой серии экспериментов одновременно определяли возможность распространения колонии бактерий по типу скольжения по поверхности полутвердой среды (0.7% агара) с содержанием 5 мМ KCl [10], на этой же среде выясняли наличие хемотаксиса, используя метод, описанный в работе [11]. Для этого в чашку Петри вначале заливали питательную среду с содержанием ФК в концентрации 10, 100, или 1000 мкг/л, формируя скошенную поверхность наклоном чашки. После затвердевания первой среды, чашку ставили горизонтально и наливали питательную среду без ФК, формируя горизонтальную поверхность, под которой оставалась скошенная среда, концентрация ФК в которой менялась от 0 до 10 или 100, или 1000 мкг/л. В центр чашки Петри на поверхность наносили суспензию клеток бактерий, культивировали при 37°C 24 ч, характер роста колонии оценивали визуально. При наличии хемотаксиса форма колонии должна быть вытянутой в сторону увеличения концентрации испытуемого вещества.

Так как ФК могла неравномерно диффундировать в скошенной среде, для оценки характера распределения ее концентрации в чашке Петри формировали среду, как описано в работе [11], но используя при этом чистый 1.5%-ный агар. Чашку выдерживали 24 ч в термостате при 37°C, затем вырезали три цилиндрических блока равной массы: по краям чашки с минимальной и максимальной концентрацией ФК, а также в центре. ФК в вырезанных образцах экстрагировали 96%-ным этанолом. Оптическую плотность (**ОП**) растворов при 311 нм определяли на спектрофотометре UNICO 2000 ("United Products & Instruments", США). Установлено, что через 24 ч градиент концентрации ФК в среде сохранялся: при концентрациях ФК в среде 0 и 1000 мкг/л ОП была 0.005 и 0.090, в среде в центре чашки Петри 0.05.

Для оценки влияния ФК на рост бактерий в жидкой культуре LB в каждую колбу с равным объемом среды и определенной концентрацией кислоты добавляли по 100 мкл суспензии 24-часовой бактериальной культуры. Колбы (три повторности для каждого варианта) помещали в термостатируемый шейкер и инкубировали 24 ч при 37°C. Концентрацию клеток определяли по ОП суспензии на спектрофотометре Bio-Rad SmartSpec Plus ("Bio-Rad Laboratories", США) при длине волны 600 нм и оценивали, сравнивая со стандартом мутности.

Способность бактерий *B. subtilis* 26Д продуцировать ферменты деструкции ФК оценивали спектрофотометрически по методу, предложеному в работе [12].

Культуру клеток *B. subtilis* 26Д выращивали 12 ч на жидкой среде LB с ФК в концентрации 100 мкг/л при 37°C. Клетки отделяли центрифугированием при 5000 g, промывали трижды раствором 70 мМ фосфатно-солевого буфера (**ФБС,** 0.15 М NaCl в натрий-фосфатном буфере, pH 6.0) и ресуспендировали в объеме, в 5 раз меньшем, по сравнению с исходным объемом культуры. Затем клетки ресуспендировали в ФБС до половины исходного объема культуры. Суспензию клеток делили на 2 части. Одну часть (контроль) – прогревали при 100°C на кипящей водяной бане 5 мин, вторую использовали для оценки активности ферментов, разрушающих ФК. К 9.8 мл каждой из суспензий добавляли 0.2 мл раствора ФК (10 мг в 1 мл 96%-ного этанола). Реакционную смесь

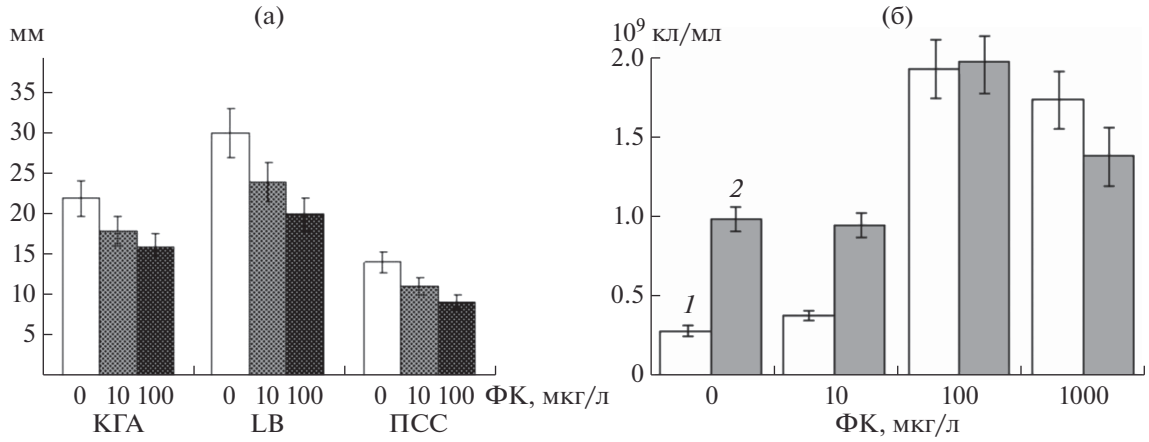

Рис. 1. Влияние феруловой кислоты на рост колоний *B. subtilis* 26Д (мм) на агаризованных средах КГА, LB и ПСС (а) и на размножение клеток (10^9 кл./мл) в жидкой среде LB (б): *1* – 24; *2* – 48 ч.

выдерживали при температуре 30°С на качалке 120 мин, отбирали 1 мл пробы и отделяли клетки центрифугированием. К 200 мкл супернатанта добавляли 2.8 мл ФБС и определяли спектр поглощения в диапазоне от 250 до 400 нм на спектрофотометре UNICO 2000.

Статистическая обработка результатов экспериментов проведена с использованием программы Exel Microsoft. На гистограммах вертикальными линиями указаны пределы значений стандартных отклонений от среднего значения.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ИХ ОБСУЖДЕНИЕ

Известно, что ФК, как и другие ОК, находится в растительных тканях в связанной форме в структуре лигнина [3]. Однако, по данным Ву с соавт. [13], она может выделяться в окружающую корни среду в виде *цис*-формы, в среднем, в концентрации 2.3 мкг/л, в *транс*-форме – 10.2 мкг/л. На основании этих данных в работе использовали концентрации ФК 10 и 100 мкг/л, а в некоторых экспериментах и 1000 мкг/л.

На агаризованной богатой среде LB (1.5% агара) бактерии росли лучше, и ожидаемо хуже на обедненной белками минеральной среде ПСС (рис. 1а). В присутствии ФК рост колоний бактерий подавлялся на всех изученных средах, достоверно при концентрации ФК 100 мкг/л.

При культивировании микроорганизмов в жидкой питательной среде выявлен обратный эффект действия ФК на размножение бактерий (рис. 1б). Например, при концентрации ФК 100 мкг/л наблюдалось шестикратное увеличение плотности клеток по сравнению с контрольной средой.

Ингибирование роста колоний на плотной среде могло быть связано с описанным ранее Боргес с соавт. [6] непосредственным влиянием ФК не только на поверхностный заряд клетки и целостность цитоплазматической мембраны, но и на подвижность бактерий. Известно, что бактерии используют различные двигательные механизмы для колонизации окружающей среды, такие как жгутико-зависимое плавание и роение, а также жгутико-независимое скольжение. В работе Р. Херши [14] указывает, что скользящая подвижность является пассивным способом перемещения бактериальных клеток для распространения по поверхностям. Наименее исследованы механизмы скольжения бактерий – движения клеточной массы силой пролиферации клеток на среде с поверхностью, уменьшающей трение между клетками и субстратом [15].

Для исследования возможности распространения бактерий по поверхности твердой среды по типу скольжения и, одновременно, возможно, благодаря хемотаксису, использовали полутвердую среду LB (0.7% агара) с градиентом ФК, сформированном как описано в разделе “Методика”. Выявлено, что на такой среде с ФК размеры колоний бактерий многократно увеличивались (рис. 2). При этом не было выявлено преимущественного роста колоний в сторону увеличения концентрации ФК – колонии формировались правильной круглой формы. На среде LB без ФК клетки формировали типичные для штамма *B. subtilis* 26Д сухие, морщинистые колонии с четко очерченными фестончатыми краями. На среде с ФК колонии “расплывались”, края были нечеткими, лучистыми, превышающими диаметр колоний на контрольной среде без ФК от полутора до двух раз.

Поскольку в жидкой среде ФК стимулировала размножение клеток бактерий, можно предположить, что это соединение способно выступать не только как регулятор скольжения, но и как питательный субстрат или регулятор размножения, несмотря на незначительную концентрацию в среде.

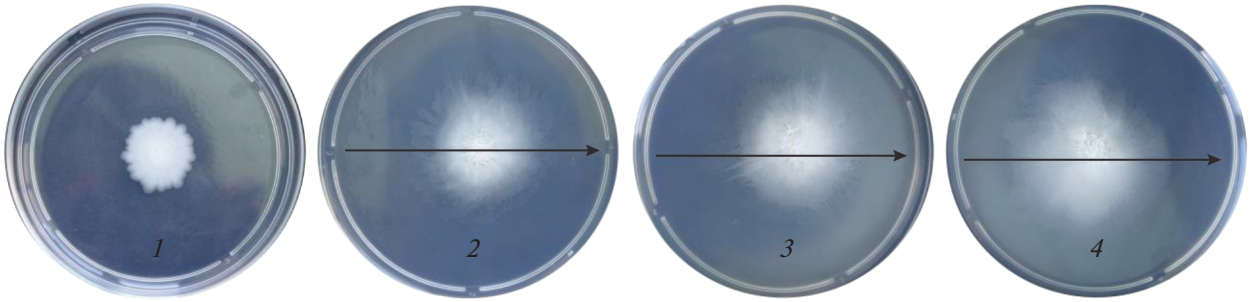

Рис. 2. Форма колоний *B. subtilis* 26Д на полутвердой среде с градиентом концентрации ФК. Стрелкой показано направление увеличения концентрации ФК в среде: контроль (*1*), 0–10 (*2*), 0–100 (*3*) и 0–1000 мкг/л (*4*).

Известно, что некоторые штаммы *B. subtilis* способны к деструкции ОК благодаря наличию гена, кодирующего синтез декарбоксилазы фенольных кислот (**PAD**, phenolic acid decarboxylase) [16], транскрипционно регулируемой кумаровой, феруловой или кофейной кислотами [17].

На основе этих данных проведен анализ наличия у бактерий штамма *B. subtilis* 26Д ферментативной активности, способной привести к деструкции ФК. Для этого оценивали изменение спектра поглощения ФК в среде с живыми и инактивированными клетками бактерий (рис. 3). Спектры поглощения исходных растворов ФК без клеток бактерий (рис. 3, *1*), а также в суспензии живых клеток бацилл (рис. 3, *2*) совпадали. Уменьшение показателя поглощения в суспензиях клеток можно объяснить частичной адсорбцией этого соединения на стенках клеток. Двухчасовая инкубация ФК с живыми клетками в течение 2 ч меняла спектр поглощения ФК, что согласовывалось с результатами работы [12], объясняющими этот эффект деструкцией вещества. Спектр поглощения ФК при инкубировании в среде с инактивированным ферментом не изменялся. Таким образом, установлено, что бактерии штамма были способны метаболизировать ФК.

Результаты эксперимента по исследованию возможности деструкции ФК клетками бактерий *B. subtilis* 26Д могут свидетельствовать о том, что, несмотря на заявленную чистоту вещества, при проведении экспериментов часть ФК изомеризовалась в *цис*-форму, так как спектр поглощения смещался в коротковолновую область (рис. 3) [18]. Результаты анализа различных форм ФК в растениях показали, что в растительных тканях присутствуют обе формы кислоты при преобладании *транс*-изомера, при этом *цис*-изомер ФК способен ингибировать рост растений [19]. Таким образом, деструкция ФК эндофитным штаммом бактерий *B. subtilis* 26Д, особенно *цис*-изомера, может приводить к уменьшению концентрации этой формы, ингибирующей рост растений, что согласуется с данными о стимуляции роста различных сельскохозяйственных культур этой бактерией [1].

Подавление ФК роста колоний бактерий на твердых средах (1.5% агара, рис. 1а) было показано также другими авторами на других видах бактерий [5, 6]. В отличие концентраций ФК, использованных в цитируемых литературных источниках, в настоящей работе исследованы концентрации, близкие к выявленным при секреции ФК корнями растений в окружающую среду [14]. В результате поиска и анализа литературы не было найдено работ, в которых исследовали действие на бактерии ФК или других ОК в концентрациях, совпадающих с наблюдаемыми в ризосфере растений, что позволяет считать полученные результаты приоритетными. Способность бацилл к деструкции ФК описана [16, 17], однако ее влияние на свой-

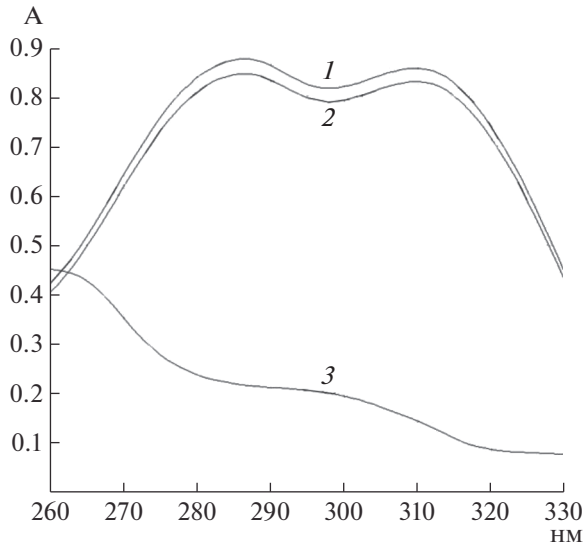

Рис. 3. Изменение спектра поглощения ФК в среде с клетками *B. subtilis* 26Д: *1* – спектр поглощения ФК с живыми клетками в начале реакции; *2* – спектр поглощения ФК после инкубации клеток 120 мин в среде с инактивированными клетками; *3* – то же в среде с живыми клетками.

ства бактерий не только эндофитных, но и других штаммов в связи с их взаимоотношениями с растениями не рассматривалось.

В настоящее время функциональная роль ФК, как одного из ключевого соединения в структуре клеточной стенки растений [3], детально исследована. Хорошо известно, что ОК являются структурными компонентами лигнина – сложного полимера, входящего в состав клеточных стенок растений. Лигнин весьма плохо поддается деструкции ферментами микроорганизмов, поэтому его считают своеобразным защитным барьером в растительной клетке на пути проникновения инфекционных структур фитопатогенов. Активный синтез лигнина наблюдался при поранении растительных тканей, а также атаке грибных и бактериальных фитопатогенов [20]. Кроме механической барьерной функции лигнин может играть роль защитного химического барьера, так как при его разрушении такими ферментами, как, например, грибные лакказы [21], могут высвобождаться олигомеры и мономеры ОК, обладающие в высоких концентрациях бактериостатической активностью в отношении, например, условно-патогенных бактерий *Escherichia coli, Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus* и *Listeria monocytogenes* [5].

Несомненно, мономерные формы ОК должны присутствовать не только при деградации, но и при синтезе лигнина в ходе естественного физиологического процесса роста и старения клеток растений, а также при действиях экзогенных факторов – поранениях, атаке фитопатогенных микроорганизмов. В связи с этим интересно поведение мутуалистических бактерий-эндофитов, населяющих внутренние ткани растений при изменении концентрации ФК в растительных тканях. Понимание возможных реакций эндофитов на активизацию синтеза ФК и увеличение ее концентрации в растительных тканях, как при синтезе лигнина, так и при его деструкции, а также при выделении ФК в ризосферу корнями растений [13] могут способствовать полученные нами результаты.

Так, увеличение скорости роста колоний бактерий на полутвердой питательной среде с ФК (рис. 2) позволяет выдвинуть предположение о существовании своеобразного механизма движения клеток эндофитов вслед за хорошо растущими и развивающимися органами растений с высокой влажностью. Постепенная лигнификация стенок молодых растительных клеток, неразрывно связанная с синтезом лигнина и участием ФК создает определенный ее пул, что также может активизировать движение бактерий по развивающимся сосудам не только благодаря току воды при транспирации, но и наличию соединений, таких, как, например ФК, усиливающих двигательную активность эндофитов. Усиление лигнификации тканей характерное для роста и старения растений, сопровождающееся, как правило, уменьшением содержания влаги, способно автоматически тормозить распространение эндофитов. Возможно, таким образом формируется система контроля распространения эндофитов в растительных тканях. Вместе с этим, секреция ФК корнями растений [13] при наличии в достаточном количестве влаги в окружении может способствовать увеличению биомассы представителей рода *Bacillus*, и являться одним из первых механизмов, способствующих проникновению эндофитов в ткани растений.

Установленная способность клеток штамма *B. subtilis* 26Д утилизировать ФК (рис. 3) позволяет предположить, что эндофит может выполнять несколько функций, в том числе и неблагоприятного агента. С одной стороны, деструкция ФК и уменьшение ее содержания может быть своеобразным сигналом для растения-хозяина, свидетельствующим о возможности дальнейшего роста, то есть сигналом “омоложения”. Это предположение согласуется с работой Дос Сантос с соавт. [22], в которой выявлено, что обработка ФК корней сои ингибирует их рост, индуцируя синтез лигнина. Именно это свойство – стимуляция роста растений – характерно для данного штамма бактерии [1]. С другой стороны, высокая концентрация клеток эндофита в растительных тканях может приводить к уменьшению уровня ФК, что снижает эффективность защитного действия не столько самой бактерии, сколько растения-хозяина, так как появляется вероятность недостаточной лигнификации и формирования непрочного барьера на пути патогенов. Однако наличие известной антагонистической активности данного эндофита ко многим фитопатогенам позволяет проявиться эффекту замещения защитного механизма растения с помощью лигнификации на защиту с помощью антибиотических компонентов самого эндофита, присутствующего в растительных тканях. Таким образом, растение вместе с эндофитом представляет собой тонко и самостоятельно настроенную систему, контролирующую физиологическое развитие хозяина в благоприятной для него среде, также создающую многоуровневую защиту при атаке фитопатогенов.

Впервые показано, что при наличии в среде ФК в концентрациях, характерных для ее секреции корнями растений, рост и скорость распространения колоний бактерий *B. subtilis* по поверхности может возрастать. Установлена также способность бактерий *B. subtilis* штамма 26Д к деструкции ФК. Исследование влияния других ОК (кумаровой, синаповой, кофейной), а также оксибензойных кислот (галловой, сиреневой и других) на подвижность и размножение как эндофитных, так и фитопатогенных бактерий позволят, по мнению авторов, открыть новые механизмы взаимоотношений растений и микроорганизмов.

Работа выполнена по теме госзадания, № АААА-А16-116020350027-7 с использованием оборудования ЦКП “Биомика” (Отделение биохимических методов исследований и нанобиотехнологии, Региональный центр коллективного пользования “Агидель”).

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. *Курамшина З.М., Смирнова Ю.В., Хайруллин Р.М.* // Физиология растений. 2016. Т. 63. № 5. С. 679–687.
2. *Khare E., Mishra J., Kumar N.A.* // Front. Microbiol. 2018. V. 15. Art. 02732. https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.02732
3. *De Oliveira D.M., Finger-Teixeira A., Mota T.R., Salvador V.H., Moreira-Vilar1 F.C., Molinari H.B.C. et al.* // Plant Biotechnology J. 2015. V. 13. Art. 12292. P. 1224–1232. https://doi.org/10.1111/pbi.12292
4. *Patzke H., Schieber A.* // Food Res. Int. 2018. V. 113. P. 18–23. https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.06.062
5. *Merkl R., Hrádková I., Filip V., Šmidrkal J.* // Czech. J. Food Sci. 2010. V. 28. P. 275–279. https://doi.org/10.17221/132/2010-CJFS
6. *Borges A., Ferreira C., Saavedra M. J., Simoes M.* // Microbial Drug Resistance. 2013. V. 19. № 4. P. 256–265. https://doi.org/10.1089/mdr.2012.0244
7. *Gurujeyalakshmi G., Mahadevan A.* // Current Microbiology. 1987. V. 16. № 2. P. 69–73.
8. *Lopes R., Tsui S., Gonçalves P.J.R.O., de Queiroz M.V.* // World J. Microbiol. Biotechnol. 2018. V. 34. № 7. Art 94. https://doi.org/10.1007/s11274-018-2479-7
9. *Недорезков В.Д.* Биологическая защита пшеницы от болезней в условиях Южного Урала. М.: Изд-во МСХА, 2002. 173 с.
10. *Fall R., Kearns D.B., Nguyen T.* // BMC Microbiology. 2006. V. 6. № 1. Art. 31. https://doi.org/10.1186/1471-2180-6-31
11. *Hamouche L., Laalami S., Lakkis G., Kobaissi A., Chokr A., Putzer H., Hamze K.* // Int. J. Scientific & Technology Research. 2015. V. 4. № 10. P. 14–20.
12. *Degrassi G., de Laureto P.P., Bruschi C.V.* // Appl. Environ. Microbiol. 1995. V. 61. № 1. P. 326–332. https://doi.org/10.1128/AEM.61.1.326-332.1995
13. *Wu H., Haig T., Pratley J., Lemerle D., An M.* // J. Chemical Ecology. 2000. V. 26. P. 2141–2154. https://doi.org/10.1023/A:1005520500110
14. *Harshey R.M.* // Ann. Rev. Microbiol. 2003. V. 57. № 1. P. 249–273. https://doi.org/10.1146/annurev.micro.57.030502.091014
15. *Henrichsen J.* // Bacteriol. Rev. 1972. V. 36. № 4. P. 478–503.
16. *Cavin J.F., Dartois V., Diviès C.* // Appl. Environ. Microbiol. 1998. V. 64. № 4. P. 1466–1471.
17. *Tran N.P. Gury J., Dartois V., Nguyen T.K., Seraut H., Barthelmebs L., Gervais P., Cavin J.F.* // J. Bacteriology. 2008. V. 190. № 9. P. 3213–3224. https://doi.org/10.1128/JB.01936-07
18. *Istasse T., Jacquet N., Berchem T., Haubruge E., Nguyen B.K., Richel A.* // Analytical Chemistry Insights. 2016. V. 11. P. 49–57. https://doi.org/10.4137/ACI.S39739
19. *Salum M.L., Erra-Balsells R.* // Environ. Control Biol. 2013. V. 51. № 1. P. 1–10.
20. *Zhao Q.* // Trends in Plant Science. 2016. V. 21. № 8. P. 713–721. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.04.006
21. *Johannes C., Majcherczyk A.* // J. Biotechnol. 2000. V. 78. № 2. P. 193–199. https://doi.org/10.1016/s0168-1656(00)00208-x
22. *Dos Santos W.D., Ferrarese, M.L.L., Nakamura C.V., Mourão K.S.M., Mangolin C.A., Ferrarese-Filho O.* // J. Chemical Ecol. 2008. V. 34. P. 1230–1241. Art. 1230. https://doi.org/10.1007/s10886-008-9522-3

Ferulic Acid Activate the Reproduction and Mobility of the Endophytic Strain *Bacillus subtilis* 26D Cells

E. R. Sarvarova[a], R. M. Khairullin[a, *], and I. V. Maksimov[a]

[a] *Institute of Biochemistry and Genetics, Ufa Federal Research Center of the Russian Academy of Sciences, Ufa, 450054 Russia*
**e-mail: krm62@mail.ru*

Endophytic microorganisms can be effective, safe and natural biocontrol agents that function for a long time in agrocenoses, they protect plants from diseases and other stress factors of the environment. Under stressful conditions, in response to infection with phytopathogens, plants produce various compounds that are growth activators, for example, hydroxycinnamic acids, including ferulic acid. The role of hydroxycinnamic acids in the relationship of plants with endophytic bacteria in detail has not been studied. In this work, the effect of ferulic acid in concentrations of 10, 100, and 1000 μg/l on the colonies reproduction and growth of the endophytic strain *Bacillus subtilis* 26D on agar media was studied. It was found that this compound in a solid medium contain 1.5% agarose suppresses, and at a lower agarose concentration (0.7%) increases the size of bacterial colonies. In a liquid medium, hydroxycinnamic acid stimulates the reproduction of bacterial cells. It was revealed that bacteria strain of *Bacillus subtilis* 26D are capable of destructing ferulic acid, and the authors explain this ability by the effect of stimulating cell reproduction in a liquid medium. The proposed mechanisms of plant – endophytic microbe interaction with ferulic acid involvement is discussed.

Keywords: Bacillus subtilis 26Д, ferulic acid, growth and reproduction of bacteria, mobility