

ВКЛАД ОРГАНОВ ПРОРОСТКА ЯЧМЕНЯ В ФОРМИРОВАНИЕ ОТВЕТНОЙ РЕАКЦИИ НА ДЕЙСТВИЕ СВЧ-СТРЕССОРА

О. М. Соболева^{1,2}, Е. П. Кондратенко¹, А. С. Сухих²

¹ФГБОУ ВО «Кузбасская государственная сельскохозяйственная академия»

²ФГБОУ ВО «Кемеровский государственный медицинский университет» Минздрава России

Поступила в редакцию 30.12.2021 г.

АННОТАЦИЯ. Целое растение может проявлять органоспецифичность в ответ на влияние стрессовых факторов. Знание роли листьев и корней проростка в формировании ответной реакции на действие стрессора позволит улучшить понимание взаимосвязей между отдельными органами в интактном растении. Особенно интересным представляется в этой связи жирнокислотный профиль, т.к. жирные кислоты выполняют множество важнейших физиолого-биохимических функций в растительном (и не только) мире. **Цель** исследований: установить роль надземных и подземных органов проростка ячменя в формировании ответной реакции на действие СВЧ-стрессора путем изменения жирнокислотного профиля. В качестве объекта исследований выбрана одна из основных зернофуражных культур – яровой ячмень сорта Симон. Сочетание режимов обработки включали в себя следующие варианты: контроль, без обработки; электромагнитное СВЧ-облучение сухих семян мощностью 0.70 кВт, частотой 2.45 ГГц, с экспозицией 10 сек. Из всех анатомических частей полученных после СВЧ-обработки проростков экстрагировали смесью хлороформа и н-гексана, в которой методом газовой хроматографии определяли содержание жирных кислот. Общее число идентифицированных жирных кислот достигает 20, из них на контрольных вариантах листьев и корней зарегистрировано только по 17 наименований. Все идентифицированные ЖК содержат от 14 до 26 углеродных атомов, т.е. относятся к среднецепочечным, длинноцепочечным и жирным кислотам с очень длинной цепью. В листьях СВЧ-обработанных проростков, по сравнению с нативными образцами, происходит синтез *de novo* трикоциловой и эйкозеновой кислот, а часть линолевой кислоты подвергается изомеризации. В корнях СВЧ-обработанных проростков синтезируются *de novo* миристоолеиновая, ацетэруковая и изомер линолевой кислоты. Более 40% всех идентифицированных ЖК в нативных листьях, а также нативных СВЧ-обработанных корнях занимает пальмитиновая кислота. В листьях опытных проростков наблюдается резкое, более чем в 2 раза, уменьшение количества пальмитиновой кислоты, почти столько содержится и гексакозановой кислоты. Отмечается существенная органоспецифичность по отдельным жирным кислотам. Так, количество α -линоленовой кислоты в листьях опытных растений увеличивается на 19.63% относительно контроля, а в корнях, напротив, снижается в 2.84 раза. Найденные различия между ответными реакциями листьев и корней объясняются неодинаковой метаболической активностью и разным вкладом этих анатомических органов проростка в физиолого-биохимические процессы роста и развития. За счет преобразования жирнокислотного профиля проростков происходит компенсация негативного влияния стрессора – электромагнитного поля СВЧ.

Ключевые слова. Жирные кислоты, жирнокислотный состав, проростки, ячмень, электромагнитное поле сверхвысокой частоты, органоспецифичность, стресс.

Жирные кислоты (ЖК) представляют собой алифатические одноосновные карбоновые кислоты с открытой цепью, содержащиеся в основном в этерифицированной форме в жирах, маслах и восках растительного и животного происхождения.

ЖК содержат неразветвленную цепь из атомов углерода и могут быть как насыщенными, так и ненасыщенными. Поскольку высокие концентрации свободных жирных кислот могут оказывать на клетку токсическое действие, эти молекулы хранятся в виде триацилглицеролипидов. Неполлярные триацилглицеролипиды не выполняют

структурной функции, в семенах накапливаются в качестве резервных энергетических соединений [1]. Принято делить ЖК, в зависимости от числа углеродных атомов, на четыре группы: короткоцепочечные (C_4 - C_6), среднецепочечные (C_7 - C_{14}), длинноцепочечные (C_{15} - C_{19}) и ЖК с очень длинной цепью – ЖКОДЦ (свыше C_{20}) [2].

Короткоцепочечные жирные кислоты не входят в состав клеточных мембран и выступают как амфи- или метаболиты липидного обмена длинноцепочечных жирных кислот. Длинноцепочечные жирные кислоты и их производные в клетке при стрессе действуют как сигнальные молекулы [3-5]. ЖКОДЦ занимают самостоятельную метаболическую нишу во многих важнейших биологических процессах растений. Они выполняют структурную и регуляторную функцию, являясь компонентами или предшественниками многочисленных специализированных метаболитов, а также сигнальную функцию в ответ на действие биотического и абиотического стрессов [2, 6].

ЖК являются важными источниками резервной энергии, что особенно важно для энергоемких процессов, лежащих в основе защитных реакций растений, развивающихся в ответ на влияние разнообразных стрессоров. ЖК регулируют уровень АФК путем специфического воздействия на АФК-генерирующие ферменты, при этом 18:1 снижает накопление АФК [7], а 18:3, напротив, способствует этому процессу [8]. Жирнокислотный состав меняется под влиянием множества факторов, а также после действия электромагнитного поля сверхвысокой частоты (ЭМП СВЧ).

У растений дальний транспорт жирных кислот не реализуется. Однако тот факт, что каждая растительная клетка содержит жирные кислоты в составе мембранных липидов, означает, что эта клетка должна содержать ферменты биосинтеза жирных кислот. Также это может говорить об органоспецифичности разных частей растения в отношении его жирнокислотного профиля. Данных об особенностях формирования липидомического профиля надземной и подземной части проростков злаков под действием стрессоров весьма мало. Между тем эти знания позволят улучшить понимание взаимосвязей между отдельными органами в интактном растении.

Цель исследований: установить роль надземных и подземных органов проростка ячменя в формировании ответной реакции на действие СВЧ-стрессора путем изменения жирнокислотного профиля.

МЕТОДИКА ЭКСПЕРИМЕНТА

Объектом исследований являлись проростки ярового ячменя посевного (*Hordeum vulgare* L.) сорта Симон. Схема эксперимента включала в себя два варианта: *контроль* – без обработки и *опыт* – электромагнитное облучение сверхвысокими частотами с мощностью 0.70 кВт, частотой 2.45 ГГц, экспозицией 10 сек. СВЧ-обработке подвергались сухие семена ячменя, затем их проращивали. Из проростков возрастом 7 дней выделяли листья и корни (остатки зерновки отбрасывали), готовили точные навески, которые экстрагировали смесью хлороформ : *n*-гексан. Приготовление метиловых эфиров жирных кислот осуществляли следующим образом. Образец объемом 1 мл помещали в виалу объемом 1.5 мл, смесь растворителей отдували азотом досуха. К остатку добавляли 500 мкл метилата натрия в MeOH, приготовленного по ГОСТ Р 51486-99, и нагревали при 90°C в течение 15 мин, затем добавляли 750 мкл 3%-ного раствора H_2SO_4 в метаноле и 100 мкл толуола. К полученному раствору добавляли внутренний стандарт (5 мкг метилундеcanoата). Затем образец нагревали при 90°C в течение 60 мин. Далее проводили экстракцию 700 мкл *n*-гексана (тримя порциями). Объединенные экстракты промывали бидистиллированной водой. Гексановую фракцию концентрировали отдувкой растворителя до объема около 50 мкл. Полученную пробу, содержащую жирные кислоты в виде метиловых эфиров, использовали для анализа. Анализ проводили на хроматомасс-спектрометре Agilent 7000B (США). Объем пробы составил 2 мкл, ввод производился без деления потока. Использовалась колонка ZB-WAX, 30 м x 0.25 мм x 0.25 мкм. Условия хроматографирования были следующими: Oven Program при 100°C от 0 мин, с нагревом 7 °C/мин до 260 °C – 10 мин, скорость потока – 1,2 мл/мин. Идентификацию осуществляли по масс-спектрам (библиотека масс-спектров NIST 02.L) и индексам удерживания. Расчет массового содержания метиловых эфиров кислот производили относительно известного количества метилундеcanoата (внутренний стандарт). Калибровка выполнена с использованием стандартных образцов (Sigma-Aldrich), состоящих из цепей различной длины и насыщенности (8:0; 16:0; 18:1; 20:4; 22:6).

Все измерения проведены в трехкратной биологической и трехкратной аналитической повторностях; в таблице приведены средние арифметические и ошибки средних величин. Достоверность отличий по сравнению с контролем находили по F-критерию при уровне значимости 0.05.

ОБСУЖДЕНИЕ РЕЗУЛЬТАТОВ

Общее число идентифицированных жирных кислот достигает 20 (табл.), из них на контрольных вариантах листьев и корней зарегистрировано только по 17 наименований. Все идентифицированные ЖК содержат от 14 до 26 углеродных атомов, т.е. относятся к среднецепочечным, длинноцепочечным и ЖКОДЦ.

В листьях СВЧ-обработанных проростков, по сравнению с нативными образцами, происходит синтез *de novo* таких насыщенных жирных кислот (НЖК), как трикоциловая и эйкозеновая, а часть ненасыщенной жирной кислоты (ННЖК) – линолевой – подвергается изомеризации. Общая сумма таких вновь образуемых ЖК составила 1.994%. В корнях СВЧ-обработанных проростков синтезируются *de novo* лишь ННЖК: миристоолеиновая, ацетэруковая и изомер линолевой кислоты. Сумма таких вновь синтезированных ЖК, по сравнению с листьями, менее значительна и составляет 1,371%.

В листьях контрольного варианта к доминирующим соединениям (с концентрацией свыше 5%) отнесено 7 ЖК. Из них к НЖК относятся: пальмитиновая, стеариновая, бегеновая, гексакозановая кислоты; к ННЖК: олеиновая, линолевая и α -линоленовая. В корнях доминирующих ЖК обнаружено только 5: насыщенные пальмитиновая, стеариновая, лигноцериновая, ненасыщенные олеиновая и линолевая кислоты. СВЧ-обработка изменяет количественный и качественный состав преобладающих жирных кислот. Так, в листьях число доминирующих ЖК увеличивается за счет добавления лигноцериновой, в корнях вместо стеариновой начинает преобладать бегеновая кислота. Четыре ЖК являются самыми распространенными, обязательно и широко представленными во всех растительных липидах – пальмитиновая, стеариновая, олеиновая и линолевая кислоты [9]. Наши сведения подтверждают эти выводы. При этом почти половину – более 40% – всех идентифицированных ЖК занимает пальмитиновая кислота. Однако это утверждение верно лишь для листьев контрольного варианта и обоих образцов корней: в листьях опытных проростков наблюдается резкое, более чем в 2 раза, уменьшение количества C16:0, однако почти не уступает ей по количеству гексакозановая кислота C26:0.

Что касается преобладания ЖК, концентрация которых составляет от 1% и выше, их число для разных вариантов неодинаково. Так, в листьях контрольного образца число таких веществ со-

ставляет 11 наименований, из них 7 относятся к предельным; в корнях это распределение выглядит следующим образом: 12 и 8 ЖК, соответственно.

Полученные результаты показывают, насколько глубокие преобразования происходят в органах проростков после предварительной обработки семян ячменя в электромагнитном поле. СВЧ-обработка приводит к достоверным изменениям как в количественном, так и в качественном составе ЖК. Сумма НЖК и ННЖК и, соответственно, характер насыщенности профилей подземной и надземной частей проростков различаются. Разница между суммой НЖК контроля и опыта составляет 6.66% для листьев и 8.35% для корней; разница между суммой ННЖК, соответственно, 19.05% и 18.16%.

Однако распределение индивидуальных наименований ЖК имеет некоторую органную специфичность. Так, содержание стеариновой кислоты в корнях в 2.61 раза превышает ее количество в листьях, лигноцериновой – в 1.72 раза, линолевой – в 1.41 раза, соответственно. Количество арахидиновой кислоты, напротив, больше в листьях, чем в корнях, в 1.61 раза; гексакозановой – в 2.18 раза, α -линоленовой – в 2.60 раза, соответственно. Видоспецифичность жирнокислотного состава злаковых культур показана в работе [10], в наших исследованиях подтверждена и существенная органоспецифичность этого показателя.

Известно, что на разные виды стрессоров растения порой проявляют схожие ответные реакции, что объясняется неспецифичностью отдельных звеньев их сигнальной системы. Так, в работе [10] зарегистрировано снижение количества пальмитиновой кислоты и рост содержания α -линоленовой кислоты в ростках яровой пшеницы и озимой ржи после обработки протравителем тебуконазолом. Этот же эффект мы наблюдаем под действием ЭМП СВЧ в проростках ячменя, однако только в листьях – в корнях эти ЖК демонстрируют обратную тенденцию.

α -линоленовая кислота является маркером криорезистентности [11], т.е. свидетельствует о повышенной устойчивости к действию такого стрессора, как низкая температура. В наших исследованиях данная ЖК проявляет разнонаправленные тенденции для подземной и надземной частей проростка: в листьях опытных растений ее содержание увеличивается на 19.63%, а в корнях, напротив, снижается в 2.84 раза. Видимо, в данном случае мы имеем дело с неспецифической

Характеристика жирнокислотного профиля проростков ячменя при действии ЭМП СВЧ, % от их общего количества

Жирная кислота	Органы проростка			
	листья		корни	
	контроль	опыт	контроль	опыт
Насыщенные				
Миристиновая С14:0	1.623±0.079	1.523±0.076	2.065±0.134	1.044*±0.077
Пентадекановая С15:0	0.813±0.044	1.119±0.068	1.238±0.055	1.064±0.056
Пальмитиновая С16:0	45.108±2.671	21.254*±1.083	40.285±2.126	52.647*±2.135
Маргариновая С17:0	0.366±0.022	0.469±0.020	0.427±0.027	0.265*±0.017
Стеариновая С18:0	5.226±0.349	5.563±0.381	13.634±0.986	4.839*±0.253
Арахидиновая С20:0	3.188±0.157	3.928±0.164	1.981±0.103	2.099±0.139
Бегеновая С22:0	5.326±0.228	7.177*±0.323	4.483±0.261	5.321±0.383
Трикоциловая С 23:0	–	0.889±0.045	0.940±0.063	0.971±0.061
Лигноцериновая С 24:0	4.918±0.186	6.564*±0.391	8.463±0.528	12.241*±0.809
Гексакозановая С26:0	7.355±0.402	20.361*±0.997	3.371±0.152	2.866±0.134
9-метилтетрадекановая Me 9 – С 14:0	0.178±0.011	0.319*±0.024	0.231±0.016	0.204±0.013
Σ НЖК	74.101	69.166	77.118	83.561
Ненасыщенные				
Миристоолеиновая С14:1	0.256±0.014	0.579±0.033	–	0.218±0.012
Пальмитоолеиновая С16:1	2.819±0.156	3.120±0.189	3.046±0.155	0.747*±0.053
Гептадекамоноеновая С17:1	0.287±0.014	0.319±0.016	0.212±0.017	0.418±0.026
Олеиновая С18:1	6.384±0.357	6.974±0.452	5.297±0.316	7.113*±0.563
Эйкозеновая С20:1	–	0.649±0.036	0.358±0.018	0.537*±0.038
Ацетэруковая С24:1	0.516±0.039	0.781*±0.053	–	0.718±0.052
Линолевая С18:2	7.761±0.452	8.534±0.621	10.941±0.876	5.187*±0.341
Изомер линолевой кислоты С18:2	–	0.456±0.027	–	0.435±0.028
α-линоленовая С18:3	7.876±0.437	9.422*±0.806	3.028±0.176	1.066*±0.084
Σ ННЖК	25.899	30.834	22.882	16.439
Σ ННЖК / Σ НЖК	0.35	0.45	0.30	0.20
ИДС	0.49	0.59	0.40	0.24

*Различия достоверны при $p \leq 0.05$

ответной реакцией растений на действие такого стрессора как ЭМП СВЧ.

Известно, что уровни трех ненасыщенных жирных кислот (олеиновой, линолевой и α-линоленовой) особенно важны для защиты растений и выступают в роли сигнальных молекул [12, 13], в том числе и опосредованно, за счет влияния на выделение отдельных форм АФК [8]. Этот факт находит подтверждение и в нашей работе: в листьях сумма указанных ЖК составляет на контроле 22.021%, в опыте – 25.386% (включая изомер 18:2), т.е. наблюдается увеличение на 15.28%. Для корней эти показатели составляют, соответственно, 19.266 и 13.801%, т.е. отмечается снижение в 1.40 раза.

Резкое уменьшение количества линолевой кислоты в корнях после СВЧ-обработки можно объяснить с позиций преобразования данной ЖК в процессе перекисного окисления липидов и образования молекул активных карбонильных соединений, в частности, 4-гидрокси-2-ноненаля [14]. Указанная молекула выполняет роль вторичных мессенджеров третьего (наиболее низкого)

типа специфичности, действующих одновременно на несколько нелокализованных мишеней [15]. В листьях подобной тенденции не обнаружено, однако это, возможно, объясняется тем, что у семян ячменя зародышевые корни имеют первостепенное значение при прорастании и появляются раньше листьев. Таким образом, корни играют более существенную роль в формировании защитных механизмов при действии стрессоров. При этом нельзя забывать о значении не только продуктов преобразований ЖК, но и самих ЖК в передаче сигналов в растениях [5].

Найденные различия между ответными реакциями листьев и корней объясняются неодинаковой метаболической активностью и разным вкладом этих анатомических органов проростка в физиолого-биохимические процессы роста и развития.

Под действием биотических и абиотических стрессоров отдельные представители ЖК и липидов влияют на физическое состояние клеточных и пластидных мембран за счет регуляции их текучести, стабильности и проницаемости [5]. Именно

эти последствия действия стрессорирующего фактора – ЭМП СВЧ – мы наблюдаем в своей работе. Регуляция жирнокислотного профиля растений за счет преобразования отдельных жирных кислот компенсирует нанесенный стрессором урон.

Необходимо учитывать, что ЖКОДЦ играют важную роль в росте и дифференциации клеток, а также выполняют сигнальную функцию [2, 16-17]. В нашей работе к этой группе относится пять наименований. ЖК с нечетным числом углеродных атомов обнаружено только четыре – пентадекановая, маргариновая, трикоциловая и гептадекановая. Все они, за исключением трикоциловой, обнаружены на всех вариантах эксперимента. Сумма этой группы жирных кислот в листьях опытных проростков увеличивается в 1.91 раза относительно первоначальных значений, в корнях существенно не меняется (уменьшается относительно контроля на 3.51%). В работе [18] показаны схожие тенденции увеличения содержания ЖК с нечетным числом атомов углерода под действием другого стрессора – ионов кадмия. Несмотря на относительно низкое содержание этих ЖК в тканях растений, исследования этого класса соединений вызывают большой научный интерес. Актуальность изучения ЖК с нечетным числом атомов углерода объясняется, в частности, их ролью в ингибировании пролиферации раковых клеток [19]. Этот класс ЖК функционирует на клеточном уровне при многих заболеваниях путем модуляции текучести и окислительной стабильности липидных бислоев [20].

При действии СВЧ-обработки изменяются соотношения между НЖК и ННЖК. Так, в листьях увеличивается уровень непредельности жирнокислотного состава, а в корнях он, наоборот, уменьшается. Такими же разнонаправленными тенденциями характеризуется и ИДС: в листьях опытного варианта регистрируется увеличение относительно контроля на 20.41%, в корнях, напротив, снижение в 1.67 раза.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Общее число идентифицированных жирных кислот достигает 20, из них на контрольных вариантах листьев и корней зарегистрировано только по 17 наименований. Все идентифицированные ЖК содержат от 14 до 26 углеродных атомов, т.е. относятся к среднецепочечным, длинноцепочечным и ЖКОДЦ. В листьях СВЧ-обработанных проростков, по сравнению с нативными образцами, происходит синтез *de novo* трикоциловой и эйкозеновой кислот, а часть линолевой кисло-

ты подвергается изомеризации. В корнях СВЧ-обработанных проростков синтезируются *de novo* миристоолеиновая, ацетэруковая и изомер линолевой кислоты. Более 40% всех идентифицированных ЖК в нативных листьях, а также нативных СВЧ-обработанных корнях занимает пальмитиновая кислота. В листьях опытных проростков наблюдается резкое, более чем в 2 раза, уменьшение количества пальмитиновой кислоты, почти столько содержится и гексакозановой кислоты. Отмечается существенная органоспецифичность по отдельным жирным кислотам. Так, количество α -линоленовой кислоты в листьях опытных растений увеличивается на 19.63% относительно контроля, а в корнях, напротив, снижается в 2.84 раза.

Найденные различия между ответными реакциями листьев и корней объясняются неодинаковой метаболической активностью и разным вкладом этих анатомических органов проростка в физиолого-биохимические процессы роста и развития. Последствия действия стрессорирующего фактора – ЭМП СВЧ сопровождаются регуляцией жирнокислотного профиля растений за счет преобразования отдельных жирных кислот, что компенсирует нанесенный стрессором урон.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Meyers A., Weiskittel T. M., Dalhaimer P. // *Lipids*. 2017. Т. 52. №6, pp. 465-475.
2. De Bigault Du Granrut A., Cacas J. L. // *Frontiers in plant science*. 2016. Т. 7, pp. 1490.
3. Zhang J. // *J. Exp. Bot.* 2011. Vol. 62, pp. 3707-3711.
4. Xue D., Zhang X., Lu X., Chen G., Chen Z.H. // *Frontiers in plant science*. 2017. Т. 8. Article 621, pp. 1-12.
5. Lim G.H., Singhal R., Kachroo A., Kachroo P. // *Annual review of Phytopathology*. 2017. Т. 55, pp. 505-536.
6. González A. Ayerbe L. // *Euphytica*. 2010. Vol. 172, pp. 341-349.
7. Mandal M.K., Chandra-Shekara A. C., Jeong R. D., Yu K., Zhu S., Chanda B., Kachroo P. // *The Plant Cell*. 2012. Т. 24. №4, pp. 1654-1674.
8. Yaeno T., Matsuda O., Iba K. // *Plant J*. 2004. Т. 40, pp. 931-941.
9. Moire L., Rezzonico E., Goepfert S., Poirier Y. // *Plant Physiol*. 2004. Т. 134, pp. 432-442.
10. Корсукова А.В., Горностай Т.Г., Грабельных О.И., Дорофеев Н.В., Побежимова Т.П., Дударева Л.В., Войников В.К. // *Агрехимия*. 2018. №11. С. 60-66.

11. Vetchinnikova L.V., Tatarinova T.D., Serebryakova O.S., Perk A.A., Ponomarev A.G., Il'ina M.K., Vasilieva I.V. // Cell and Tissue Biology. 2019. T. 13. № 5, pp. 397-406.
12. Walley J.W., Kliebenstein D.J., Bostock R.M., Dehesh K. // Curr. Opin. Plant Biol. 2013. T. 16, pp. 520-526.
13. Porta H., Rocha-Sosa M. // Plant physiology. 2002. T. 130. №1, pp. 15-21.
14. Ayala A. Muñoz M. F., Argüelles S. // Oxidative medicine and cellular longevity. 2014. T. 2014. Режим доступа: <https://www.hindawi.com/journals/omcl/2014/360438/> (дата обращения: 31.12.2021)
15. Космачевская О.В., Шумаев К.Б., Топунов А.Ф. // Успехи биологической химии. 2019. №. 59. С. 419.
16. Zheng H., Rowland O., Kunst L. // The Plant Cell. 2005. T. 17. №5. pp. 1467-1481.
17. Bach L., Gissot L., Marion J., Tellier F., Moreau P., Satiat-Jeuenaître B., Faure J. D. // Journal of cell science. 2011. T. 124. № 19, pp. 3223-3234.
18. Кириченко К.А. // Известия Иркутского государственного университета. Серия: Биология. Экология. 2013. Т. 6. №3. С. 9-13.
19. Dąbrowski G., Konopka I. // Trends in Food Science & Technology. 2021. Vol. 119, pp. 514-529.
20. Heredia D., Green I., Klaasen J., Rahiman F. // Scientifica. 2022. T. 2022. Режим доступа: <https://www.hindawi.com/journals/scientifica/2022/5793436/> (дата обращения: 10.01.2022).

Кузбасская государственная сельскохозяйственная академия

**Соболева О. М., доцент кафедры агробиотехнологий, кандидат биологических наук
E-mail: meer@yandex.ru*

Кондратенко Е. П., доктор сельскохозяйственных наук, профессор кафедры агрономии, селекции и семеноводства

E-mail: meer@yandex.ru

Кемеровский государственный медицинский университет

*Сухих А. С., кандидат фармацевтических наук, старший научный сотрудник
E-mail: Suhih_as@list.ru*

Kuzbass State Agricultural Academy

**Soboleva O. M., PhD., Associate professor, department of agrobiotechnology
E-mail: meer@yandex.ru*

Kondratenko E. P. PhD., DSci., Full Professor, department of agronomy, breeding and seed production

E-mail: meer@yandex.ru

Kemerovo State Medical University

*Sukhikh A. S., PhD., Senior Researcher
E-mail: Suhih_as@list.ru*

THE CONTRIBUTION OF THE ORGANS OF THE BARLEY SEEDLING TO THE FORMATION OF THE RESPONSE TO THE ACTION OF THE MICROWAVE STRESSOR

O. M. Soboleva^{1,2}, E. P. Kondratenko¹, A. S. Sukhikh²

¹*Kuzbass State Agricultural Academy*

²*Kemerovo State Medical University*

Abstract. The whole plant may exhibit organospecificity in response to the influence of stress factors. Knowledge of the role of leaves and roots of a seedling in the formation of a response to the action of a stressor will improve understanding of the relationships between individual organs in an intact plant. The fatty acid profile is particularly interesting in this regard, since fatty acids perform many important physiological and biochemical functions in the plant (and not only) world. The purpose of the research: to establish the role of aboveground and underground organs of barley seedlings in the formation of a response

to the action of a microwave stressor by changing the fatty acid profile. One of the main grain forage crops, spring barley of the Simon variety, was chosen as the object of research. The combination of treatment modes included the following options: control, without treatment; electromagnetic microwave irradiation of dry seeds with a power of 0.70 kW, a frequency of 2.45 GHz, with an exposure of 10 seconds. From all anatomical parts of the seedlings obtained after microwave treatment, they were extracted with a mixture of chloroform and n-hexane, in which the content of fatty acids was determined by gas chromatography. The total number of identified fatty acids reaches 20, of which only 17 names were registered on the control variants of leaves and roots. All identified LC contain from 14 to 26 carbon atoms, i.e. they belong to medium-chain, long-chain and very long-chain fatty acids. In the leaves of microwave-treated seedlings, in comparison with native samples, de novo synthesis of tricocyclic and eicosenic acids occurs, and part of linoleic acid undergoes isomerization. In the roots of microwave-treated seedlings, myristoleic, aceterucic and linoleic acid isomer are synthesized de novo. Palmitic acid occupies more than 40% of all identified LC in native leaves, as well as native microwave-treated roots. In the leaves of experimental seedlings, there is a sharp, more than 2-fold decrease in the amount of palmitic acid, almost as much hexacosanoic acid is contained. There is a significant organospecificity for individual fatty acids. Thus, the amount of α -linolenic acid in the leaves of experimental plants increases by 19.63% relative to the control, and in the roots, on the contrary, decreases by 2.84 times. The differences found between the responses of leaves and roots are explained by the different metabolic activity and the different contribution of these anatomical organs of the seedling to the physiological and biochemical processes of growth and development. Due to the transformation of the fatty acid profile of seedlings, the negative effect of the stressor – the electromagnetic field of the microwave – is compensated.

Keyword. Fatty acids, fatty acid composition, seedlings, barley, ultrahigh frequency electromagnetic field, organospecificity, stress.

REFERENCES

1. Meyers A., Weiskittel T. M., Dalhaimer P., *Lipids*, 2017, T. 52, №6, pp. 465-475.
2. De Bigault Du Granrut A., Cacas J.L., *Frontiers in plant science*, 2016, T. 7, pp. 1490.
3. Zhang J., *J. Exp. Bot.*, 2011, Vol. 62, pp. 3707-3711.
4. Xue D., Zhang X., Lu X., Chen G., Chen Z.H., *Frontiers in plant science*, 2017, T. 8, Article 621, pp. 1-12.
5. Lim G.H., Singhal R., Kachroo A., Kachroo P., *Annual review of Phytopathology*, 2017, T. 55, pp. 505-536.
6. González A. Ayerbe L., *Euphytica*, 2010, Vol. 172, pp. 341-349.
7. Mandal M.K., Chandra-Shekara A. C., Jeong R. D., Yu K., Zhu S., Chanda B., Kachroo P., *The Plant Cell*, 2012, T. 24, №4, pp. 1654-1674.
8. Yaeno T., Matsuda O., Iba K., *Plant J.*, 2004, T. 40, pp. 931-941.
9. Moire L., Rezzonico E., Goepfert S., Poirier Y., *Plant Physiol.*, 2004, T. 134, pp. 432-442.
10. Korsukova A.V., Gornostaj T.G., Grabel'nyh O.I., Dorofeev N.V., Pobezhimova T.P., Dudareva L.V., Vojnikov V.K., *Agrohimiya*, 2018, №11, pp. 60-66.
11. Vetchinnikova L.V., Tatarinova T.D., Serebryakova O.S., Perk A.A., Ponomarev A.G., Il'inova M.K., Vasilieva I.V., *Cell and Tissue Biology*, 2019, T. 13, № 5, pp. 397-406.
12. Walley J.W., Kliebenstein D.J., Bostock R.M., Dehesh K., *Curr. Opin. Plant Biol.*, 2013, T. 16, pp. 520-526.
13. Porta H., Rocha-Sosa M., *Plant physiology*, 2002, T. 130, №1, pp. 15-21.
14. Ayala A. Muñoz M. F., Argüelles S., *Oxidative medicine and cellular longevity*. 2014. T. 2014. Режим доступа: <https://www.hindawi.com/journals/omcl/2014/360438/> (дата обращения: 31.12.2021)
15. Kosmachevskaya O.V., Shumaev K.B., Topunov A.F., *Uspekhi biologicheskoy himii*, 2019, №59, pp. 419.
16. Zheng H., Rowland O., Kunst L., *The Plant Cell*, 2005, T. 17, №5, pp. 1467-1481.
17. Bach L., Gissot L., Marion J., Tellier F., Moreau P., Satiat-Jeunemaître B., Faure J.D., *Journal of cell science*, 2011, T. 124, № 19, pp. 3223-3234.
18. Kirichenko K.A., *Izvestiya Irkutskogo gosudarstvennogo universiteta. Seriya: Biologiya. Ekologiya*, 2013, T. 6, №3, С. 9-13.
19. Dąbrowski G., Konopka I., *Trends in Food Science & Technology*, 2021, Vol. 119, pp. 514-529.
20. Heredia D., Green I., Klaasen J., Rahiman F., *Scientifica*. 2022. T. 2022. Режим доступа: <https://www.hindawi.com/journals/scientifica/2022/5793436/> (дата обращения: 10.01.2022).