

БИОХИМИЧЕСКАЯ АКТИВНОСТЬ ЭНДОСПЕРМА ПРОРОСТКОВ ЯЧМЕНЯ ПОСЛЕ ПРЕДВАРИТЕЛЬНОЙ СВЧ-ОБРАБОТКИ

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

¹ФГБОУ ВО «Кузбасская государственная сельскохозяйственная академия»

²ФГБОУ ВО «Кемеровский государственный медицинский университет» Минздрава РФ

Поступила в редакцию 29.01.2021 г.

Аннотация. Во время прорастания семени различные макромолекулярные соединения, включая жиры, подвергаются разрушению. Липидные молекулы гидролизуются с образованием свободных жирных кислот и глицерина, которые вовлекаются в энергетический и пластический метаболизм. Жирные кислоты и липиды являются основными и незаменимыми компонентами всех растительных клеток, так как обеспечивают структурную целостность и поставляют энергию для метаболических процессов. Жирные кислоты также могут функционировать в качестве сигнальных молекул, выделяющихся в ответ на действие стрессовых факторов. К таким факторам относится действие электромагнитного излучения сверхвысокой частоты (ЭМИ СВЧ). Поэтому поставлена цель исследований: изучить особенности жирнокислотного профиля эндосперма и оболочек зерновки проростка ячменя при действии ЭМИ СВЧ. Объект исследований – проростки ярового ячменя (*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.). После проращивания в течение 5 суток выделяли эндосперм и оболочки. Жирнокислотный профиль определяли методом ГЖХ. Общее число идентифицированных карбоновых кислот составило 20 наименований, из них 11 насыщенных, 6 мононенасыщенных и 3 – полиненасыщенных. В проростках после предварительной обработки семян электромагнитным излучением происходят глубокие преобразования. СВЧ-обработка привела к существенным изменениям как в количественном, так и в качественном составе жирных кислот эндосперма. Происходит синтез *de novo* некоторых жирных кислот в эндосперме опытного варианта – пальмитоолеиновой и изомера линолевой кислоты. Количество пальмитиновой кислоты в эндосперме уменьшается, по сравнению с контролем, в 102,38 раза, а олеиновой, напротив, увеличивается в 20,66 раза. Зарегистрировано небольшое количество ЖК с нечетным числом углеродных атомов – пентадекановая, маргариновая, трикоциловая и гептадекамоноеновая. Под влиянием СВЧ-обработки жирнокислотный профиль эндосперма приобретает ненасыщенный характер, оболочек – практически не меняется.

Ключевые слова: ячмень, проростки, электромагнитное излучение сверхвысокой частоты, жирные кислоты, эндосперм, зерновые оболочки

Прорастание зерновки злаков сопровождается повышением ферментативной активности ее тканей. Этот процесс носит видоспецифичный характер: особенности пробуждения зародыша семени зависят от вида злака и условий прорастания [1]. Максимальная активность ферментов в большинстве злаков отмечается с 4-го дня прорастания.

Такие антинутриенты, как фитиновая кислота и ингибиторы протеазы, деградируют [2, 3], повышая биологическую ценность зерна. Кроме того, некоторые функциональные компонен-

ты активно синтезируются после прорастания: γ -аминомасляная кислота [4], фенольные кислоты (феруловая, синаповая и сиреневая кислоты) [5], флавоноиды (катехины, рутин, витексин) [6].

В процессе пробуждения семени гидролизу подвергаются различные макромолекулярные соединения, включая крахмал и белок, в небольшие молекулы, которые легче перевариваются и усваиваются человеческим организмом [7]. Дegrадации подвергаются и жиры. Во время прорастания липидные молекулы гидролизуются триглицеридлипазой с образованием свободных жирных кис-

лот и глицерина, которые вовлекаются в энергетический метаболизм [8]. Затем жирные кислоты подвергаются β -окислению и включаются в гликолизный цикл, в результате которого растения накапливают полисахариды или липиды, необходимые для последующих реакций пластического обмена веществ и развития проростка.

Учеными исследованы некоторые особенности утилизации липидов в зерновках злаковых растений. При формировании зерен ячменя липиды локализуются, преимущественно, в щитке и тканях зародыша. В алейроновом слое также регистрируется большое количество липидов, тогда как в базальном слое эндосперма этот уровень очень низок. В пшенице и ячмене в покоящихся семенах отмечаются низкие концентрации триглицеридлипазы, однако фермент начинает активироваться на первых стадиях прорастания. У ячменя активность фермента увеличивается до 16 раз за неделю прорастания по сравнению с первоначальными значениями [9]. Мобилизация липидов из разных частей зерновки происходит неодновременно: в первую очередь в гидролиз вовлекаются жиры эндосперма (на второй день прорастания), затем – жиры зародыша и щитка (на четвертый день) [10].

Жирные кислоты и липиды, которые являются основными и незаменимыми компонентами всех растительных клеток, не только обеспечивают структурную целостность и энергию для различных метаболических процессов, но также могут функционировать в качестве медиаторов передачи сигналов. При этом они могут выполнять роль как внутриклеточных, так и внеклеточных сигналов.

Абиотические стрессы влияют на прорастание семян и формирование проростков через различные факторы, такие как снижение водообеспеченности, изменения в мобилизации накопленных запасных веществ, колебания гормонального баланса и влияние на структурную организацию белков [11]. Накопление в результате действия стрессоров H_2O_2 и других активных форм кислорода (АФК) и связанные с ними окислительные повреждения вместе со снижением эффективности работы антиоксидантных механизмов можно рассматривать как источник стресса, который может приводить к ингибированию или, напротив, стимуляции прорастания.

Растения разработали уникальные стратегии, включающие регуляцию прорастания, обеспечивающую выживание вида. Воздействие стрессора вызывает выработку сигналов, таких как измене-

ние количества внутриклеточного Ca^{2+} , инозитол-3-фосфата, АФК, свободных жирных кислот, активацию киназных каскадов [12].

Как правило, образование АФК в растительной системе происходит за счет утечки/расщепления электронов из хлоропластов, митохондрий, пероксисом и плазматических мембран в процессе их метаболической активности. С другой стороны, растения защищают себя от этих АФК, вызванных повреждающим действием, индуцируя сильную ферментативную (супероксиддисмутаза, каталаза, пероксидаза и др.), а также неферментативную (флавоноиды, каротиноиды, пролин, фенольные соединения и др.) систему антиоксидантной защиты [13]. Антиоксиданты контролируют экспрессию ряда генов, реагирующих на стресс, и усиливают рост, регулируют клеточный цикл, запускают системную сигнализацию, стимулируют метаболическую активность, а также биотические и абиотические реакции на стресс [14]. Таким образом, АФК функционируют как клеточные мессенджеры или токсичные молекулы при гидратации семян. Известно, что АФК могут вырабатываться и в ответ на действие электромагнитного излучения сверхвысокой частоты (ЭМИ СВЧ) [15].

Таким образом, образование и АФК, и жирных кислот сопровождает процессы прорастания и реакции растений на действие стрессоров. В связи с вышесказанным поставлена цель исследований: изучить особенности жирнокислотного профиля эндосперма и оболочек зерновки проростка ячменя при действии ЭМИ СВЧ.

МЕТОДИКА ЭКСПЕРИМЕНТА

Объектом исследований являлись проростки ярового ячменя (*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. на СВЧ-установке «Волна-100». Подбор сочетаний мощности, частоты и экспозиции проведен заранее. Выходная мощность СВЧ-излучения измерялась по методу Zhang, Bi, Liu [16] с использованием формулы:

$$Q_{abs} = \frac{m \cdot c_p \cdot \Delta T}{t}$$

где Q_{abs} – мощность, поглощаемая водой в единицу времени (Вт), m – масса воды (г); c_p – удельная теплоемкость воды (кДж/кг · °С), ΔT –

повышение температуры в водной нагрузке ($^{\circ}\text{C}$), t – время включения магнетрона (сек.). Расстояние до источника излучения задается конструкцией СВЧ-установки – подача зерна осуществляется при непрерывном движении материала во вращающейся диэлектрической трубе-реторте, установленной в волноводах камеры СВЧ-тракта.

После обработки сухих семян ячменя и проращивания в течение 5 суток из эндосперма, оболочек проростков (листья и корни отбрасывались) навески экстрагировали смесью хлороформ : *n*-гексан. Приготовление метиловых эфиров жирных кислот осуществляли следующим образом. Образец объемом 1 мл помещали в вialу 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 метилундеканоата). Затем образец нагревали при 90°C в течение 60 мин. Далее проводили экстракцию 700 мкл *n*-гексана (тремя 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 – 2 мкл, ввод без деления потока. Колонка: ZB-WAX, 30 м x 0.25 мм x 0.25 мкм. Условия хроматографирования: Oven Program при 100°C от 0 мин, с нагревом $7^{\circ}\text{C}/\text{мин}$ 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 метилундеканоата (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 таблицах приведены средние арифметические и ошибки средних величин. Достоверность отличий по сравнению с контролем находили по *F*-критерию при уровне значимости 0.05 (в таблицах достоверные различия обозначены знаком *).

ОБСУЖДЕНИЕ РЕЗУЛЬТАТОВ

Общее число идентифицированных карбоновых кислот составило 20 наименований, из них 11 насыщенных, 6 мононенасыщенных и 3 – полиненасыщенных (табл. 1). При этом в эндосперме, независимо от режима обработки, обнаружено по 18 ЖК, в оболочках от 16 (контроль) до 20 (опыт).

В эндосперме нативных проростков, не подвергавшихся СВЧ-обработке, доминирующими соединениями с относительным содержанием свыше 1% в эндосперме являются такие жирные кислоты, как пальмитиновая, стеариновая, олеиновая и линолевая кислоты. В оболочках к этому списку добавляется линоленовая кислота. Эти данные полностью согласуются с литературными данными, в которой указывается, что именно указанные пять ЖК являются самыми распространенными, содержащимися в растительных липидах [17]. При этом в нашей работе более 84% от общего числа всех детектированных жирных кислот занимают всего две ЖК – пальмитиновая и линолевая. Эти кислоты являются преобладающими как в эндосперме проростка, так и в его оболочках. Однако для оболочки необходимо отметить также и высокое содержание олеиновой кислоты, составляющей 9,294% от общего количества выделенных ЖК.

Полученные результаты показывают, насколько глубокие преобразования происходят в проростках после предварительной обработки семян ячменя электромагнитным излучением. СВЧ-обработка привела к существенным изменениям как в количественном, так и в качественном составе алифатических кислот эндосперма. Сумма насыщенных жирных кислот в эндосперме существенно уменьшается при действии ЭМИ СВЧ, достигая значений 8.990% против 49.374% на контроле, что составляет разницу в 5.49 раза. Еще более резко снижается общее количество полиненасыщенных ЖК – по сравнению с первоначальным уровнем разница составляет 23,14 раза. Резкое падение уровня предельных ЖК и непредельных с двумя-тремя двойными связями в молекуле компенсируется количеством мононенасыщенных карбоновых кислот – относительно контроля их содержание увеличилось в 20.66 раза. Указанные изменения свидетельствуют о смене характера насыщенности жирнокислотного профиля эндосперма: на контроле отношение ненасыщенных ЖК к насыщенным составляет 1.03 (т.е. практически равное количество тех и других соединений), в опытном варианте становится равным 10.12.

Изменение продукции жирных карбоновых кислот проростков при действии ЭМИ СВЧ, % от их общего количества

Жирная кислота	эндосперм		оболочки	
	контроль	опыт	контроль	опыт
Миристиновая С14:0	0.342±0.021	0.267±0.015	0.592±0.043	0.476±0.021
Пентадекановая С15:0	0.094±0.006	0.128*±0.007	0.214±0.018	0.151*±0.008
Пальмитиновая С16:0	42.077±2.146	0.411*±0.023	35.125±2.182	30.644±1.780
Маргариновая С17:0	0.099±0.005	–	–	0.098±0.006
Стеариновая С18:0	5.252±0.324	5.679±0.116	1.887±0.163	1.755±0.134
Арахидиновая С20:0	0.196±0.088	0.348±0.029	0.343±0.027	0.461*±0.032
Бегеновая С22:0	0.022±0.001	–	–	0.050±0.003
Трикоциловая С 23:0	0.437±0.025	0.346±0.031	0.393±0.026	0.845*±0.069
Лигноцериновая С 24:0	0.065±0.003	1.147*±0.098	0.118±0.006	0.163*±0.011
Гексакозановая С26:0	0.574±0.036	0.128*±0.006	0.392±0.025	0.666±0.045
9-метилтетрадекановая Me 9 – С 14:0	0.216±0.015	0.536±0.042	0.181±0.007	0.306±0.022
Сумма насыщенных	49.374	8.990	39.245	35.615
Миристоолеиновая С14:1	0.015±0.001	0.047±0.003	0.024±0.001	0.025±0.001
Пальмитоолеиновая С16:1	–	0.033±0.002	0.031±0.002	0.036±0.001
Гептадекамоноеновая С17:1	0.453±0.030	4.372*±0.301	0.273±0.016	0.321±0.024
Олеиновая С18:1	4.030±0.168	83.272±6.384	9.294±0.774	11.413*±0.952
Эйкозеновая С20:1	0.162±0.009	0.047±0.002	0.284±0.017	0.361±0.020
Ацетэруковая С24:1	0.107±0.005	1.257±0.087	–	0.207±0.013
Сумма мононенасыщенных	4.767	89.028	9.906	12.363
Линолевая С18:2	44.935±2.172	1.477±0.105	49.654±3.016	50.186±3.064
Изомер линолевой кислоты С18:2	–	0.078±0.006	–	0.112±0.008
Линоленовая С18:3	0.924±0.061	0.427±0.028	1.195±0.087	1.724±0.143
Сумма полиненасыщенных	45.859	1.982	50.849	52.022
Ненасыщенные / насыщенные	1.03	10.12	1.55	1.81

*Различия достоверны при $p \leq 0.05$

Необходимо отметить синтез *de novo* некоторых жирных кислот в эндосперме опытного варианта – ненасыщенных пальмитоолеиновой и изомера линолевой кислоты. Однако содержание этих веществ невелико и составляет 0.033 и 0.078% соответственно. Вместе с тем обращает на себя факт исчезновения из жирнокислотного профиля эндосперма СВЧ-обработанных проростков таких насыщенных карбоновых кислот, как маргариновая и бегеновая с содержанием 0.099 и 0.022% соответственно.

Количество доминирующих жирных кислот для контрольного варианта эндосперма составляет 4, в то время как для опытного – 6. К последним относятся стеариновая, лигноцериновая, гептадекамоноеновая, олеиновая, ацетэруковая и линолевая. Таким образом, качественный состав преобладающих карбоновых кислот существенно изменился при воздействии на семена электромагнитной энергии. Количество пальмитиновой кислоты в эндосперме уменьшается, по сравнению с контролем, в 102.38 раза, а олеиновой, напротив, увеличивается в 20.66 раза.

Из литературных источников известно, что уровни ненасыщенных жирных кислот – 18:1, 18:2 и 18:3 – особенно важны для защиты растений и

опосредуют защитную сигнализацию [18], в том числе, за счет влияния на накопление АФК [19]. Подтверждение этому факту, видимо, есть и в нашей работе: в эндосперме сумма указанных ЖК на контроле составляет почти половину – 49,889%, в то время как у опытного варианта резко увеличивается в 1.71 раза – до 85.176%. В оболочках также регистрируется увеличение количества трех указанных ЖК, но не столь значительное – разница составляет 5.29% относительно первоначальных контрольных значений. Такие отличия между ответными реакциями эндосперма и оболочек объясняются, несомненно, метаболической активностью и степенью участия этих анатомических органов проростка в физиолого-биохимических преобразованиях, сопровождающих процесс прорастания и формирования первичных органов (листьев и корней) проростка на первых этапах. Роль эндосперма в этих реакциях гораздо важнее – именно здесь локализуется основной пул ферментов энергетического и пластического обменов, а также высокомолекулярные запасные вещества, продукты гидролиза которых будут использоваться на дальнейших стадиях роста растения.

По сравнению с эндоспермом, изменения в жирнокислотном составе оболочек проросшего

семени не столь значительны. Однако и здесь необходимо отметить качественные и количественные изменения, характеризующие ответную реакцию проростков ячменя на ЭМИ СВЧ. По сравнению с контролем, в СВЧ-обработанных оболочках зафиксировано появление вновь синтезированных ЖК: маргариновой, бегеновой, ацетэруковой и изомера линолевой кислоты. Их количество невелико и колеблется от 0.050% до 0.207%.

По сравнению с первоначальными контрольными уровнями, в оболочках опытного варианта отмечается повышенная продукция таких шести жирных кислот, как арахидовая (на 34.40%), трикоциловая (в 2.15 раза), лигноцириновая (на 38.14%), гексакозановая (на 69.90%), 9-метилтетрадекановая (на 69.06%) и линоленовая (на 44.27%). В эндосперме число жирных кислот, изменение которых характеризуется существенными различиями, гораздо больше. Число таких ЖК составляет 13. Превышение относительно контроля в пределах от 36.17% до 77.55% зарегистрировано для пентадекановой и арахидовой кислот, снижение – для гексакозановой, эйкозеновой, линолевой и линоленовой кислот (диапазон различий находится от 53.79% до 96.71%). Для шести ЖК зафиксированы существенные изменения содержания относительно необработанных значений. Увеличение в 2,48 раза, в 3.12 раза и 9.65 раза отмечено для 9-метилтетрадекановой, миристоолеиновой и гептадекамоноеновой кислот, соответственно. Для четырех жирных кислот регистрируются очень резкие изменения в содержании относительно контрольных значений: количество лигноцириновой кислоты увеличилось в 17.65 раза, олеиновой – в 20.66 раза, ацетэруковой – в 11.75 раза, пальмитиновой – уменьшилось в 102.38 раза.

Что касается метилированной формы ЖК С 14:0, то в литературе есть указания на то, что такие формы высших карбоновых кислот могут проявлять токсичные свойства в отношении нематод [цит. по: 20]. Повышение количества 9-метилтетрадекановой ЖК после воздействия ЭМИ СВЧ можно рассматривать как неспецифическую реакцию растения на действие стрессора.

Известно, что специфические виды жирных кислот и липидов регулируют текучесть, стабильность и проницаемость мембран во время реакции растений на действие биотических и абиотических факторов [21]. Именно эту реакцию жирнокислотного профиля мы наблюдаем в работе – за счет перераспределения и преобразования

отдельных жирных кислот происходит регуляция метаболических процессов, призванная компенсировать действие стрессора – ЭМИ СВЧ.

Необходимо учитывать, что синтез длинноцепочечных ЖК (более 15 углеродных атомов) играет важную роль в росте клеток [22], регуляции размера клеток, делении клеток и их дифференциации [23]. Изменения в содержании длинноцепочечных высших ЖК оказывает влияние на развитие эмбрионов, листьев, корней. Из научной литературы известно, что свободные длинноцепочечные жирные кислоты вносят вклад в регулировку гомеостаза органа и ткани. Они действуют как сигнальные молекулы [24]. Внеклеточная свободная концентрация этих жирных кислот может быть воспринята белково-связанными рецепторами свободных жирных кислот [25]. Кроме того, сообщается об участии ряда длинноцепочечных ацил-КоА-связывающих белков в устойчивости растений к стрессу [26]. Научные исследования позволяют предполагать, что они функционируют как общие регуляторы липидного метаболизма. Сфинголипиды содержат большинство длинноцепочечных жирных кислот, произведенных в листьях [27-28]. Это помогает объяснить механизм участия длинноцепочечных жирных кислот в сигнальной реакции стресса в растительных клетках [21].

В нашей работе из 20 идентифицированных ЖК почти все относятся к длинноцепочечным – за исключением миристиновой и миристоолеиновой кислот. На основе научной литературы можно предположить причину наблюдаемых нами относительно высоких количеств жирных кислот с длинной углеродной цепью в ростках и корнях ячменя под влиянием ЭМИ СВЧ. Вероятно, что при стрессе так проявляется ответная реакция проростков на воздействие указанного абиотического фактора.

Зарегистрировано небольшое количество ЖК с нечетным числом углеродных атомов – пентадекановая, маргариновая, трикоциловая и гептадекамоноеновая. Все они, за исключением маргариновой, обнаружены на всех вариантах эксперимента. Сумма этого класса жирных кислот в эндосперме опытных проростков увеличивается в 4.47 раза относительно первоначальных значений, в оболочках – в 1.61 раза.

Изменения жирнокислотного состава в семенах и проростках растений после воздействия на них микроволнового излучения недостаточно изучены [29], однако известно, что действие различных абиотических факторов способно

менять липидомический профиль. В ответ на внутренние или внешние сигналы липазы отщепляют свободные жирные кислоты от липидной основы [30-31]. Ненасыщенные жирные кислоты вовлекаются в реализацию адаптивных механизмов, то есть являются сигнальными веществами, регулируемыми каскады защитных реакций [32-33]. Физические свойства мембран определяются соотношением между насыщенными и ненасыщенными жирными кислотами в составе липидов, составляющих мембраны. Таким образом, в нашей работе продемонстрирована реализация адаптивного механизма в ответ на действие электромагнитного излучения сверхвысокой частоты.

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Проведенные исследования позволили установить ответную реакцию семян ячменя на воздействие ЭМИ СВЧ, проявляющуюся повышением биохимической активности эндосперма. Действие ЭМИ СВЧ приводит к глубокому изменению качественного и количественного жирнокислотного состава эндосперма и, в меньшей степени, оболочек зерновки у проростков ячменя. Из хлороформного экстракта эндосперма и оболочек прорастающей зерновки ячменя выделено 20 высших жирных кислот, из которых 11 являются насыщенными, 6 – мононенасыщенными и 3 – полиненасыщенными. Основными насыщенными жирными кислотами, входящими в состав липидов зерновок ячменя при прорастании, являются пальмитиновая, среди ненасыщенных – олеиновая и линоленовая кислоты. Содержание других ЖК невысоко.

В эндосперме СВЧ-обработанных семян возникают пальмитоолеиновая кислота, отсутствующая на контрольном варианте, а линолевая подвергается изомеризации; в оболочках синтезируются *de novo* такие жирные кислоты, как маргариновая, бегеновая и ацетэруковая, а линолевая также образует изомер. Под влиянием СВЧ-обработки жирнокислотный профиль эндосперма приобретает ненасыщенный характер, оболочек – практически не меняется.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Guzmán-Ortiz F.A., Castro-Rosas J., Gómez-Aldapa C.A., Mora-Escobedo R., Rojas-León A., Rodríguez-Marín M. L., Román-Gutiérrez A.D. // *Food Reviews International*. 2019. V. 35. № 3, pp. 177-200.
2. Pakfetrat S., Amiri S., Radi M., Abedi E., Torri L. // *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 2019. V. 99. № 10, pp. 4695-4701.
3. Galotta M.F., Pugliese P., Gutiérrez-Boem F.H., Veliz C.G., Criado M.V., Caputo C., Roberts I.N. // *Plant Physiology and Biochemistry*. 2019. V. 139, pp. 197-206.
4. Maisont S., Narkrugsa W. // *Agriculture and Natural Resources*. 2010. V. 44. № 5, pp. 912-923.
5. Ha K.S., Jo S.H., Mannam V., Kwon Y. I., Apostolidis E. // *Plant Foods for Human Nutrition*. 2016. V. 71. № 2, pp. 211-217.
6. Islam M.Z., Park B.J., Kang H.M., Lee Y. T. // *Food chemistry*. 2020. V. 309, pp. 125763.
7. Zheng Y., Wang Z. // *Protoplasma*. 2015. V. 252. № 1, pp. 33-40.
8. Pereira E.B., Zanin G.M., Castro H.F. // *Brazilian Journal of Chemical Engineering*. 2003. V. 20. № 4, pp. 343-355.
9. Baxter D.E. // *J. Inst. Brewing*. 1984, T. 90, pp. 277-281.
10. Leonova S., Grimberg Å., Marttila S., Stymne S., Carlsson A.S. // *J. Exp. Bot.* 2010. V. 61, pp. 3089-3099.
11. Ali A.S., Elozeiri A.A. // *Advances in Seed Biology*. 2017, pp. 141-166.
12. Ma Z., Bykova N.V., Igamberdiev A.U. // *The Crop Journal*. 2017. V. 5. № 6, pp. 459-477.
13. Czarnocka W., Karpiński S. // *Free Radical Biology and Medicine*. 2018. V. 122, pp. 4-20.
14. Banerjee A., Roychoudhury A. // *Revisiting the role of reactive oxygen species (ROS) in plants: ROS Boon or bane for plants*. 2018. pp. 23-50.
15. Tiwari S., Tiwari S., Singh M., Singh A., Prasad S.M. // *Reactive Oxygen Species in Plants: Boon Or Bane-Revisiting the Role of ROS*. 2018. pp. 1-22.
16. Zhang S., Bi H., Liu C. // *Separation and Purification Technology*. 2007. V. 57. № 2, pp. 277-282.
17. Moire L., Rezzonico E., Goepfert S., Poirier Y. // *Plant Physiol*. 2004. V. 134, pp. 432-442.
18. Walley J.W., Kliebenstein D.J., Bostock R.M., Dehesh K. // *Curr. Opin. Plant Biol*. 2013. V. 16, pp. 520-526.
19. Yaeno T., Matsuda O., Iba K. // *Plant J*. 2004. V. 40, pp. 931-941.
20. Atolani O., Fabiyi O.A. // *Management of Phytonematodes: Recent Advances and Future Challenges*. 2020. pp. 297-315.
21. Lim G.H., Singhal R., Kachroo A., Kachroo P. // *Annual review of Phytopathology*. 2017. V. 55, pp. 505-536.

22. Zheng H., Rowland O., Kunst L. // *The Plant Cell*. 2005. V. 17. № 5, pp. 1467-1481.
23. Bach L., Gissot L., Marion J., Tellier F., Moreau P., Satiat-Jeunemaître B., Faure J. D. // *Journal of cell science*. 2011. V. 124. № 19, pp. 3223-3234.
24. De Bigault Du Granrut A., Cacas J. L. // *Frontiers in plant science*. 2016. V. 7, pp. 1490.
25. Ichimura A., Hasegawa S., Kasubuchi M., Kimura I. // *Frontiers in pharmacology*. 2014. V. 5, pp. 236.
26. Xiao S., Chye M.L. // *Progress in lipid research*. 2011. V. 50. № 2, pp. 141-151.
27. Pata M.O., Hannun Y.A., Ng C.K.Y. // *New Phytologist*. 2010. V. 185. № 3, pp. 611-630.
28. Cacas J.L., Buré C., Grosjean K., Gerbeau-Pissot P., Lherminier J., Rombouts Y., Mongrand S. // *Plant physiology*. 2016. V. 170. № 1, pp. 367-384.
29. Nosenko T., Levchuk I., Nosenko V., Koroluk T. // *Ukrainian Food Journal*. 2016. V. 5, pp. 7-15.
30. Ellinger D., Stingl N., Kubigsteltig I.I., Bals T., Juenger M., Pollmann S., Berger S., Schuenemann D., Mueller M.J. // *Plant Physiology*. 2010. V. 153. №1, pp. 114-127.
31. Савченко Т.В., Застрижная О.М., Климов В.В. // *Биохимия*. 2014. V. 79. №4, с. 460-477.
32. Blée E. // *Trends in plant science*. 2002. V. 7, №7, pp. 315-322.
33. Porta H., Rocha-Sosa M. // *Plant physiology*. 2002. V. 130. №1, pp. 15-21.

Кузбасская государственная сельскохозяйственная академия

*Соболева О. М., кандидат биологических наук, доцент кафедры агробиотехнологий
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., старший научный сотрудник Центральной научно-исследовательской лаборатории
e-mail: suhikh_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., Senior Researcher, Central Research Laboratory
e-mail: suhikh_as@list.ru

BIOCHEMICAL ACTIVITY OF THE ENDOSPERM OF BARLEY SEEDLINGS AFTER PRELIMINARY MICROWAVE TREATMENT

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

¹*Kuzbass State Agricultural Academy*

²*Kemerovo State Medical University*

Abstract. During seed germination, various macromolecular compounds, including fats, are destroyed. Lipid molecules are hydrolyzed to form free fatty acids and glycerol, which are involved in energy and plastic metabolism. Fatty acids and lipids are the main and essential components of all plant cells, as they provide structural integrity and supply energy for metabolic processes. Fatty acids can also function as signaling molecules released in response to stress factors. Such factors include the action of the ultrahigh frequency electromagnetic radiation (UHF EMR). Therefore, the aim of the research is to study the features of the fatty acid profile of the endosperm and the shells of the barley seedling seedling under the action of microwave EMF. The object of research is the seedlings of spring barley (*Hordeum vulgare* L.) of the Simon variety. The experimental scheme included two variants: control (without treatment) and experiment (electromagnetic irradiation with ultrahigh frequencies with a power of 0.70 kW, a frequency of 2.45 GHz,

an exposure of 10 seconds). After germination, the endosperm and shells were isolated for 5 days. The fatty acid profile was determined by the method of GLC. The total number of identified carboxylic acids was 20 names, of which 11 were saturated, 6 were monounsaturated, and 3 were polyunsaturated. In seedlings after pre-treatment of the seeds in the electromagnetic field is undergoing profound transformation. Microwave treatment led to significant changes in both the quantitative and qualitative composition of endosperm fatty acids. *De novo* synthesis of some fatty acids occurs in the endosperm of the experimental version – palmitooleic acid and linoleic acid isomer. The amount of palmitic acid in the endosperm decreases, compared with the control, by 102.38 times, and oleic acid, on the contrary, increases by 20.66 times. A small number of fatty acids with an odd number of carbon atoms were registered – pentadecanoic, margaric, tricocyclic, and heptadecamonoenoic. Under the influence of microwave treatment, the fatty acid profile of the endosperm becomes unsaturated, and the shells practically do not change.

Keywords: barley, seedlings, ultrahigh frequency electromagnetic radiation, fatty acids, endosperm, grain shells

REFERENCES

- Guzmán-Ortiz F.A., Castro-Rosas J., Gómez-Aldapa C.A., Mora-Escobedo R., Rojas-León A., Rodríguez-Marín M. L., Román-Gutiérrez A.D., *Food Reviews International*, 2019, T. 35, № 3, pp. 177-200.
- Pakfetrat S., Amiri S., Radi M., Abedi E., Torri L., *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 2019, V. 99, № 10, pp. 4695-4701.
- Galotta M.F., Pugliese P., Gutiérrez-Boem F.H., Veliz C.G., Criado M.V., Caputo C., Roberts I.N., *Plant Physiology and Biochemistry*, 2019, V. 139, pp. 197-206.
- Maisont S., Narkrugsa W., *Agriculture and Natural Resources*, 2010, V. 44, № 5, pp. 912-923.
- Ha K.S., Jo S.H., Mannam V., Kwon Y. I., Apostolidis E., *Plant Foods for Human Nutrition*, 2016, V. 71, № 2, pp. 211-217.
- Islam M.Z., Park B.J., Kang H.M., Lee Y.T., *Food chemistry*, 2020, V. 309, pp. 125763.
- Zheng Y., Wang Z., *Protoplasma*, 2015, T. 252, № 1, pp. 33-40.
- Pereira E.B., Zanin G.M., Castro H.F., *Brazilian Journal of Chemical Engineering*, 2003, V. 20, № 4, pp. 343-355.
- Baxter D.E., *J. Inst. Brewing*, 1984, V. 90, pp. 277-281.
- Leonova S., Grimberg Å., Marttila S., Stymne S., Carlsson A.S., *J. Exp. Bot.*, 2010, T. 61, pp. 3089-3099.
- Ali A.S., Elozeiri A.A., *Advances in Seed Biology*, 2017, pp. 141-166.
- Ma Z., Bykova N.V., Igamberdiev A.U., *The Crop Journal*, 2017, V. 5, № 6, pp. 459-477.
- Czarnocka W., Karpiński S., *Free Radical Biology and Medicine*, 2018, V. 122, pp. 4-20.
- Banerjee A., Roychoudhury A., *Revisiting the role of reactive oxygen species (ROS) in plants: ROS Boon or bane for plants*, 2018, pp. 23-50.
- Tiwari S., Tiwari S., Singh M., Singh A., Prasad S.M., *Reactive Oxygen Species in Plants: Boon Or Bane-Revisiting the Role of ROS*, 2018, pp. 1-22.
- Zhang S., Bi H., Liu C., *Separation and Purification Technology*, 2007, V. 57, № 2, pp. 277-282.
- Moire L., Rezzonico E., Goepfert S., Poirier Y., *Plant Physiol.*, 2004, V. 134, pp. 432-442.
- Walley J.W., Kliebenstein D.J., Bostock R.M., Dehesh K., *Curr. Opin. Plant Biol.*, 2013, V. 16, pp. 520-526.
- Yaeno T., Matsuda O., Iba K., *Plant J.*, 2004, V. 40, pp. 931-941.
- Atolani O., Fabiyi O.A., *Management of Phytonematodes: Recent Advances and Future Challenges*, 2020, pp. 297-315.
- Lim G.H., Singhal R., Kachroo A., Kachroo P., *Annual review of Phytopathology*, 2017, V. 55, pp. 505-536.
- Zheng H., Rowland O., Kunst L., *The Plant Cell*, 2005, V. 17, № 5, pp. 1467-1481.
- Bach L., Gissot L., Marion J., Tellier F., Moreau P., Satiat-Jeunemaître B., Faure J.D., *Journal of cell science*, 2011, V. 124, № 19, pp. 3223-3234.
- De Bigault Du Granrut A., Cacas J.L., *Frontiers in plant science*, 2016, V. 7, pp. 1490.
- Ichimura A., Hasegawa S., Kasubuchi M., Kimura I., *Frontiers in pharmacology*, 2014, V. 5, pp. 236.
- Xiao S., Chye M.L., *Progress in lipid research*, 2011, V. 50, № 2, pp. 141-151.
- Pata M.O., Hannun Y.A., Ng C.K.Y., *New Phytologist*, 2010, V. 185, № 3, pp. 611-630.
- Cacas J.L., Buré C., Grosjean K., Gerbeau-Pissot P., Lherminier J., Rombouts Y., Mongrand S., *Plant physiology*, 2016, V. 170, № 1, pp. 367-384.
- Nosenko T., Levchuk I., Nosenko V., Koroluk T., *Ukrainian Food Journal*, 2016, V. 5, pp. 7-15.

Соболева О. М., Кондратенко Е. П., Сухих А. С.

30. Ellinger D., Stingl N., Kubigsteltig I.I., Bals T., Juenger M., Pollmann S., Berger S., Schuenemann D., Mueller M.J., *Plant Physiology*, 2010, V. 153, №1, pp. 114-127.

31. Savchenko T.B., Zastrizhnaya O.M., Klimov B.B., *Biohimiya*, 2014, V. 79, №4, pp. 460-477.

32. Blée E., *Trends in plant science*, 2002, V. 7, №7, pp. 315-322.

33. Porta H., Rocha-Sosa M., *Plant physiology*, 2002, V. 130, №1, pp. 15-21.