

## ОРИГИНАЛЬНЫЕ СТАТЬИ

Научная статья

УДК 81.133.032

doi: 10.17308/sorpchrom.2025.25/13421

### Анализ митохондриального фонда свободных жирных кислот растений *Zea mays* (L.) при действии фитогормона кинетина в разных условиях аэрации методом газожидкостной хроматографии

Антонина Николаевна Ершова<sup>1✉</sup>, Ирина Александровна Стерлигова<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Воронежский государственный педагогический университет, Воронеж, Россия, profershova@mail.ru<sup>✉</sup>

<sup>2</sup>Воронежский государственный университет, Воронеж, Россия

**Аннотация.** Митохондрии растений играют важную роль в ответе растений на стрессовые воздействия. Гипоксия, как стресс, вызванный низким содержанием кислорода в среде, требует от растений не только морфологических, но и метаболических перестроек. При стрессах именно мембранные липиды могут служить субстратами для образования различных сигнальных молекул, к которым относят наряду с лизофосфолипидами, фосфатидными кислотами и свободные жирные кислоты. Однако остался невыясненным вопрос, как влияют фитогормоны, в частности кинетин, на состав свободных жирных кислот митохондрий, как основной энергетической органеллы клеток растений, в условиях различной аэрации. После введения раствора кинетина, проростки кукурузы переносили в условия разных газовых сред. Свободные жирные кислоты выделяли экстракцией липидной фракции смесью гексан : изопропанол (3:2). Выделенные свободные жирные кислоты переводили в метиловые эфиры с помощью диазометана и разделяли методом газожидкостной хроматографии. Было показано, что под действием кинетина в митохондриальном фонде свободных жирных кислот проростков кукурузы возрастало содержание пальмитиновой, стеариновой и ненасыщенной линолевой кислоты, но это не изменяло степень ненасыщенности (U/S). В условиях кратковременного дефицита кислорода содержание насыщенных жирных кислот C14- и C20-ряда падало, но возрастало содержание ненасыщенных пальмитолеиновой (C16:1) и линолевой (C18:2) кислот. Это повышало степень ненасыщенности с 0.57 до 0.72 в условиях гипоксии и до 0.62 при действии CO<sub>2</sub>-среды. Данные изменения могут являться результатом усиления распада фосфолипидных компонентов мембран митохондрий в условиях дефицита кислорода, как показали проведенные нами ранее опыты. Предварительная обработка растений кукурузы фитогормоном кинетином, который в последнее время стали использоваться для повышения устойчивости сельскохозяйственных растений к различным стрессам, предотвращала уменьшение содержания в митохондриальном фонде свободных жирных кислот насыщенных кислот C-16 и C18-ряда и накопление пальмитолеиновой (C16:1) и линолевой (C18:2) кислот. Это позволяло поддерживать уровень ненасыщенности свободных жирных кислот (U/S) митохондрий в условиях дефицита кислорода на уровне аэрируемых растений.

Проведенные исследования показали, что защитное действие кинетина на растения проявляется и в способности этого фитогормона снижать в митохондриальном фонде свободных жирных кислот содержание ненасыщенных пальмитолеиновой и линолевой кислот, являющихся субстратом для липоксигеназ. Это блокирует процессы свободнорадикального окисления, защищая митохондрии от окислительного разрушения их мембран и нарушения работы ЭТЦ-дыхания в условиях гипоксического стресса и CO<sub>2</sub>-среды.

**Ключевые слова:** свободные жирные кислоты, митохондрии, кинетин, газожидкостная хроматография, проростки кукурузы, гипоксия, CO<sub>2</sub>-среда

**Для цитирования:** Ершова А.Н., Стерлигова И.А. Анализ митохондриального фонда свободных жирных кислот растений *Zea mays* (L.) при действии фитогормона кинетина в разных условиях аэрации методом газожидкостной хроматографии // Сорбционные и хроматографические процессы. 2025. Т. 25, № 5. С. 750-758. <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2025.25/13421>

Original article

## Gas-liquid chromatography analysis of the mitochondrial pool of free fatty acids of *Zea mays* (L.) plants under the influence of kinetin phytohormone in different aeration conditions

Antonina N. Ershova<sup>1</sup>✉, Irina A. Sterligova<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Voronezh State Pedagogical University, Voronezh, Russian Federation, profershova@mail.ru ✉

<sup>2</sup>Voronezh State University, Voronezh, Russian Federation

**Abstract.** Plant mitochondria play an important role in how plants respond to stress. Hypoxia, a form of stress caused by low content of oxygen in the environment, results in both morphological and metabolic adjustments in plants. Under stress, membrane lipids serve as substrates for the formation of various signalling molecules, which include lysophospholipids, phosphatidic acids, and free fatty acids. However, it is still unclear how phytohormones, in particular kinetin, affect the composition of free fatty acids of mitochondria, the primary energy organelle of plant cells, under various aeration conditions. During the experiment, a kinetin solution was injected into maize seedlings. Then the seedlings were transferred to various gaseous media. Free fatty acids were isolated by extraction of the lipid fraction with a mixture of hexane:isopropanol (3:2). The isolated free fatty acids were converted to methyl esters with diazomethane and separated by gas-liquid chromatography. It was shown that under the influence of kinetin, the content of palmitic, stearic, and unsaturated linoleic acids increased in the mitochondrial pool of free fatty acids of maize seedlings, however this did not change the degree of unsaturation (U/S). Under short-term oxygen deficiency, the content of saturated fatty acids (C14 and C20) decreased, while the content of unsaturated palmitoleic (C16:1) and linoleic (C18:2) acids increased. As a result, the degree of unsaturation grew from 0.57 to 0.72 under the conditions of hypoxia and to 0.62 in a CO<sub>2</sub> medium. These changes may be due to increased breakdown of the phospholipid components of mitochondrial membranes under the conditions of oxygen deficiency, as was shown in our previous experiments. Pre-treatment of maize plants with the kinetin phytohormone, which has recently been used to increase the resistance of agricultural plants to various stresses, prevented a decrease in the content of saturated free fatty acids (C16 and C18) in the mitochondrial pool and the accumulation of palmitoleic (C16:1) and linoleic (C18:2) acids. This made it possible to maintain the level of unsaturation of free fatty acids (U/S) of mitochondria under the conditions of oxygen deficiency at the level of aerated plants.

The conducted study showed that the protective effect of kinetin also includes the ability of this phytohormone to reduce in the mitochondrial pool of free fatty acids the content of unsaturated palmitoleic and linoleic acids, which serve as a substrate for lipoxygenases. This blocks the processes of free radical oxidation, protecting mitochondria membranes from oxidative destruction and disruption of ETC respiration under hypoxic stress and in a CO<sub>2</sub> medium.

**Keywords:** free fatty acids, mitochondria, kinetin, gas-liquid chromatography, maize seedlings, hypoxia, CO<sub>2</sub> medium

**For citation:** Ershova A.N.1 Sterligova I.A. Gas-liquid chromatography analysis of the mitochondrial pool of free fatty acids of *Zea mays* (L.) plants under the influence of kinetin phytohormone in different aeration conditions. *Sorbtsionnye i khromatograficheskie protsessy*. 2025. 25(5): 750-758. (In Russ.). <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2025.25/13421>

### Введение

Митохондрии растений, являясь одним из центров регуляции энергетического метаболизма, играют ключевую роль в ответе растений на стрессовые воздействия как биотической, так и абиотической природы [1]. Абиотические стрессы, такие как засуха, засоление, жара, холод и наводнения, оказывают

глубокое воздействие на рост и выживание растений. Процессы адаптации и толерантность к стрессам требуют сложных механизмов восприятия, сигнализации и ответных реакций на разных уровнях организации растений на стресс [2]. Реакция растений на неблагоприятные факторы внешней среды всегда направлена на перестройку метаболических процес-

сов в клетках таким образом, чтобы повысилась степень их защиты от действия стрессового фактора. Было установлено, что способность растений адаптироваться к экстремальным условиям в значительной степени обусловлена теми сдвигами, которые происходят в мембранах клеток, включая мембраны митохондрий [1,3]. У растений гипоксия, как стресс, вызванный низким содержанием кислорода в среде, который индуцируется затоплением и переувлажнением почв или непроницаемостью покровных тканей органов, требует не только морфологических, но и метаболических перестроек. [4-6]. В последние годы большое внимание уделяется липидному, как совокупности всех липидов растений, который существенно изменяется при действии неблагоприятных факторов внешней среды, дополняя данные, полученные методами транскриптомики и протеомики [7,8]. Из полярных липидов наиболее чувствительны к дефициту кислорода оказались фосфолипиды [3,6,9]. Именно полярные липиды, к которым относят фосфолипиды и гликолипиды, являются интегральными компонентами клеточных мембран, вместе с белками определяют их структуру и функции [3,6]. При неблагоприятных условиях, включая гипоксию, усиливается распад фосфолипидов под действием фосфолипаз [3,10], что приводит к накоплению свободных жирных кислот [9,11,12]. Именно свободные жирные кислоты, способны выступать в качестве вторичных менеджеров в процессах передачи сигналов для запуска механизмов защиты растений от стрессов. Образовавшиеся свободные жирные кислоты могут изменять проницаемость биологических мембран за счет воздействия на ионные каналы и протонные насосы мембран, проявляя так называемое детергеноподобное действие [1,13]. Далее они могут метаболизироваться с образованием и биологи-

чески активных соединений типа октадеканоидов, включая и жасмоновую кислоту [12,14].

Ранее нами было показано [11], что в условиях анаэробии в клетках растений в фонде свободных жирных кислот происходят значительные изменения, связанные с увеличением содержания пальмитолеиновой и линолевой кислот. Это происходило в результате усиления деструкции фосфолипидов [15]. Подобные изменения удалось наблюдать как в фонде свободных жирных кислот гомогената, так и митохондрий. Как установлено, фитогормоны играют важную роль в повышении устойчивости растений к стрессам [3,16], изменяя состав и соотношение отдельных представителей фосфолипидов. Однако, остался не изученным вопрос о влиянии фитогормонов, в частности кинетина, на состав свободных жирных кислот митохондрий, как основной энергетической органеллы клеток растений, в условиях различной аэрации.

В связи с этим с помощью метода газожидкостной хроматографии исследовали метаболизм свободных жирных кислот митохондрий растений кукурузы, которые обрабатывались фитогормоном кинетином и переносились в условиях аэрации или дефицита кислорода.

### Экспериментальная часть

Объектом исследования являлись проростки кукурузы сорта «Пионер», которые выращивались методом гидропоники в течение 10 дней. В этиолированные проростки без корней и семядолей с транспирационным током в течение 12 ч вводили раствор кинетина ( $10 \text{ мг/дм}^3$ ). Затем проростки переносили на 9 часов в затемненные вакуум-эксикаторы, через которые пропускали газовые среды: воздух (контроль), азот (содержание кислорода  $0.5\% \text{ v/v}$ ) и углекислый газ (из баллонов). Как показали проведенных нами ранее опыты [15,17], при такой экспозиции отмечались наибольшие изменения в

составе свободных жирных кислот митохондрий проростков кукурузы.

Выделение свободных жирных кислот проводили методом [6]. Для экстракции использовали смесь гексан : изопропанол (3:2) в присутствии антиоксиданта ионола (0.001%), который предотвращает процессы перекисного окисления липидов и жирных кислот. Полученный экстракт обрабатывали 1%  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  для отделения водорастворимых примесей. К экстракту добавляли сначала двойной объем 0.05N калийной щелочи, а затем изопропанол. Верхний слой, который содержал калийные соли жирных кислот, отмывали петролейным эфиром и подкисляли 15% раствором  $\text{HCl}$  до pH 2.0 для перевода в свободные жирные кислоты. Свободные жирные кислоты экстрагировали петролейным эфиром, полученный экстракт упаривали в токе азота [6] и далее растворяли в гексане.

Метилирование жирных кислот проводили по методу [13] с нашими модификациями [11] с использованием диазометана. Получали диазометан в замкнутой системе и током сухого воздуха направляли в пробирку, содержащую растворенные в гексане жирные кислоты. Об окончании метилирования судили по образованию стойкой желтой окраски раствора. Объем проб метиловых эфиров жирных кислот доводили до 0.5-1.0  $\text{см}^3$  с помощью продувки током азота из баллона.

Метиловые эфиры жирных кислот анализировали методом газожидкостной хроматографии, используя хроматограф «Chrom 42» (Чехия) с пламенно-ионизационным детектором и колонкой 2.5м, заполненной 10% ПЭГС на хроматоне N-AW («Chemapol», Чехия). Температура камеры испарения составляла 220°C, а термостата – 190°C. Для разделения использовали изотермический режим. Объем пробы составлял 1-2 мкл. Скорость газа носителя (гелия) и водорода – 40  $\text{см}^3/\text{мин}$ , воздуха – 300  $\text{см}^3/\text{мин}$  [11].

Пики метиловых эфиров жирных кислот на хроматограммах идентифицировали по времени выхода с колонки и в сравнении со стандартным набором. В качестве стандарта использовали K-101 Mixture Zot 1314 («Sigma», США), содержащим метиловые эфиры каприновой (C10:0), лауриновой (C12:0), миристиновой (C14:0), пальмитиновой (C16:0), стеариновой (C18:0) и арахидиновой (C20:0) кислот. Использовали так же смесь метиловых эфиров, включающей метиловые эфиры пальмитиновой (C16:0), стеариновой (C18:0), олеиновой (C18:1) и линолевой (C18:2) кислот («Serva», Германия). Содержание жирных кислот определяли в относительных величинах, рассчитывая по площади пиков, и выражали в % от суммы площадей всех обнаруженных кислот на хроматограмме. Одновременно рассчитывали и соотношение ненасыщенных (U) и насыщенных (S) жирных кислот(U/S).

Все определения проводили в двух биологических и двух аналитических повторностях. Каждый опыт повторяли не менее 2-3 раз. В таблицах представлены данные одного из типичных опытов в виде средних арифметических значений и их стандартных отклонений. Для расчетов использовали пакет программ Microsoft Excel, обсуждаются статистически достоверные различия при  $p < 0.05$ .

### Обсуждение результатов

В табл.1. приведены результаты анализа свободных жирных кислот митохондриального фонда проростков кукурузы, образование которых связано с превращением фосфолипидов [13,18,19]. В составе свободных жирных кислот митохондрий присутствовали кислоты C14-, C16-, C18 -и C20- ряда, которые в сумме составляли 97.3% от всех обнаруженных жирных кислот на хроматограммах, что совпадает с результатами предыдущих наших опытов [11]. Доминирующими среди насыщенных жирных кислот были

Таблица 1 Состав свободных жирных кислот митохондрий проростков кукурузы при действии кинетина в разных условиях аэрации (% от суммы)

Table 1. Composition of free fatty acids of mitochondria of maize seedlings under the influence of kinetin under various aeration conditions (% of the total)

Вариант	Жирные кислоты					
	14:0	16:0	16:1	18:0	18:2	20:0
Воздух (контроль)						
Воздух	18.65± 0.33	24.42± 0.41	18.42± 0.51	15.24± 0.72	12.06± 0.78	8.63± 0.23
+ кинетин	13.25± 0.31	28.75± 0.73	18.78± 0.63	20.15± 0.78	14.38± 0.21	6.97± 0.58
Гипоксия						
Гипоксия	13.86± 0.25	21.83± 0.40	20.16± 0.30	15.03± 0.31	17.84± 0.55	12.53± 0.34
+ кинетин	17.75± 0.21	24.73± 0.34	22.58± 1.02	13.77± 0.54	15.71± .43	9.43± 0.72
CO <sub>2</sub> -среда						
CO <sub>2</sub> -среда	17.65± 0.31	29.65± 1.21	11.65± 0.33	16.15 ±0.73	13.84± 0.25	2.66± 0.22
+ кинетин	16.78± 0.62	25.72 ±1.50	7.33± 0.09	13.11± 0.22	7.80± 0.55	2.03± 0.13

пальмитиновая кислота (C16:0), содержание которой составляло 24.42%, а из ненасыщенных жирных кислот пальмитолеиновая (C16:1), содержание которой доходило до 18.42% от суммы всех свободных жирных кислот митохондрий. Подобный состав свободных жирных кислот мы уже обнаруживали и ранее [17], когда в качестве объекта был выбран именно этот сорт растений кукурузы. При обработке растений фитогормоном кинетином отмечались изменения в содержании всех обнаруженных свободных жирных кислот митохондрий. Возрастало содержание жирных кислот C18-ряда, таких как пальмитиновая и стеариновая кислоты, до 28.75±0.73% и 20.15±0.78% соответственно. Уменьшалось содержание жирных кислот C14- и C20-ряда, но отмечалось увеличение содержания ненасыщенной линолевой кислоты (C18:2). При перенесении проростков в условия кратковременного дефицита кислорода происходило снижение содержания всех насыщенных жирных кислот, но повышалось содержание ненасыщенных, паль-

митолеиновой до 20.16±0.30 % и линолевой кислоты до 17.84±0.55%. В результате подобных изменений отмечалось повышение уровня ненасыщенности свободных жирных кислот с 0.57 до 0.72 при гипоксии и до 0.62 при действии высоких концентраций диоксида углерода (CO<sub>2</sub>-среды) (табл.2).

Предварительная обработка проростков кукурузы фитогормоном кинетином сглаживала подобные изменения в соотношении насыщенные и ненасыщенные жирные кислоты. В условиях гипоксии у обработанных кинетином растений показатель степени ненасыщенности U/S жирных кислот в митохондриях составлял 0.56, а при действии CO<sub>2</sub>-среды он снизился до 0.54, что приближалось к уровню аэрируемых проростков. Нужно отметить, что процессы нормализации уровня ненасыщенности жирных кислот в митохондриальном фонде проростков кукурузы были связаны с повышением содержания моноеновых жирных кислот на фоне некоторого падения содержания диеновых кислот. Полученные результаты совпадали с данными предыдущих

Таблица 2. Влияние кинетина и условий аэрации на распределение свободных жирных кислот митохондриального фонда проростков кукурузы по степени насыщенности (% от суммы)  
Table 2. Effect of kinetin and aerating conditions on content and distribution of free fatty acids in mitochondrial fund of maize seedlings (% of total)

Вариант	Жирные кислоты				
	насыщенные (S)	ненасыщенные (U)	U/S	моноеновые	диеновые
Воздух (контроль)					
Воздух	53.31	30.48	0.57	18.42±0.51	12.06±0.78
+ кинетин	62.14	32.94	0.53	18.76±0.64	14.38±0.21
Гипоксия					
Гипоксия	50.72	35.85	0.72	20.16±0.30	17.84±0.55
+ кинетин	56.30	38.29	0.56	22.58±1.02	15.71±0.43
CO <sub>2</sub> -среда					
CO <sub>2</sub> -среда	63.36	39.59	0.62	11.65±0.32	13.84±0.25
+ кинетин	59.10	32.08	0.54	7.33±0.09	7.80±0.55

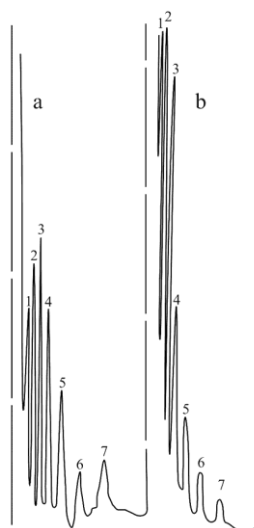


Рис. Хроматограмма свободных жирных кислот митохондрий проростков кукурузы при действии кинетина в условиях аэрации: а – контрольные растения, б– обработка кинетином; 1-метилловый эфир миристиновой (C14:0), 2-неидентифицированной, 3-пальмитиновой (C16:0), 4-пальмитолеиновой (C16:1), 5-стеариновой (C18:1), 6- линолевой (C18:2), 7-арахиновой (C20:0) кислоты

Fig. Chromatograms of free fatty acids in maize seedlings under kinetin exposed to aeration: a-control plants, b-kinetin treatment; 1-methyl ester of myristic (C14:0), 2-unidentified, 3-palmitic (C16:0), 4-palmitoleic (C16:1), 5-stearic (C18:1), 6-linoleic (C18:2), 7-arachidic (C20:0) acids

наших опытов, в которых исследовали свободные жирные кислоты гомогената проростков кукурузы [11].

### Заключение

Как уже отмечалось [20,14], при различных стрессах именно мембранные липиды растений могут служить субстратами для образования сигнальных молекул, необходимых для активации адапта-

ционных процессов, к которым на данный момент и относят лизофосфолипиды, фосфатидные кислоты, оксипирины и свободные жирные кислоты. Образование свободных жирных кислот в клетках растений связывают с ферментами фосфолипазами, активность которых возрастает при действии абиотических стрессов, включая аноксию или гипоксию [9,10,12], кратковременное [1,21,22] или длительное охлаждение

[23]. Предполагается [24], что образовавшиеся свободные жирные кислоты используются на синтез нейтральных липидов и фосфолипидов, а также способны переноситься из одного вида липидов в другой [25]. В митохондриях свободные жирные кислоты могут так же расщепляться путем  $\beta$ -окисления до ацетил-СoА и далее включаться в реакции цикла Кребса, выступая в роли субстратов для процессов дыхания [1,13,23] или подвергаться окислительному распаду под действием соответствующих липоксигеназ [11, 19, 26]. Свободных жирных кислот в митохондриях могут выступать и в роли ингибиторов окислительного фосфорилирования [23]. В наших опытах отмечалось [18], что при действии кратковременной гипоксии в фонде свободных жирных кислот митохондрий уменьшалось содержание насыщенных жирных кислот и повышалось содержание моноеновой пальмитолеиновой (C16:1) и диеновой линолевой (C18:2) жирных кислот, что вызывало увеличение степени ненасыщенности (U/S) жирных кислот. Предполагается [15,18], что подобные изменения являются результатом усиления распада фосфолипидов, так как сопровождалось уменьшением содержания соответствующих жирных кислот в фосфолипидных компонентах растений в первые часы гипоксического стресса. Нужно отметить, что обнаруженные изменения в составе свободных жирных кислот митохондрий совпадали с таковым изменениями в фонде свободных жирных кислот, которые выделялись из гомогената растений кукурузы [17,18]. Таким образом, полученные нами результаты по изучению влияния условий кратковременной гипоксии на митохондриальный фонд свободных жирных кислот, можно объяснить и усилением процессов распада фосфолипидных компонентов мембран митохондрий. Усиление распада фосфолипидных компонентов мембран митохондрий при дефиците кислорода в окружающей среде

наблюдали ранее и для других растений [9,10,19].

Обработка растений кукурузы фитогормоном кинетином, который в последнее время стали использовать для повышения устойчивости сельскохозяйственных растений к различным стрессам [3,27] предотвращала изменения, связанные с действием гипоксического стресса и CO<sub>2</sub>-среды [3]. Как показали проведенные исследования, после обработки растений фитогормоном кинетином у проростков кукурузы в митохондриальном фонде свободных жирных кислот не отмечалось уменьшение содержания насыщенных жирных кислот C-16 и C18-ряда и повышение ненасыщенных пальмитолеиновой (C16:1) и линолевой (C18:2) жирных кислот. Это позволяло поддерживать уровень ненасыщенности свободных жирных кислот (U/S) митохондрий проростков кукурузы в условиях дефицита кислорода на уровне аэрируемых растений. Полученные результаты совпадают с исследованиями других авторов [17,28] показавших, что цитокинины препятствуют образованию у растений свободных радикалов, таких как супероксид и жирные кислоты. Если учесть, что ненасыщенные жирные кислоты являются субстратом для ферментов липоксигеназ, которые активируются в клетках растений в условиях гипоксического стресса [19], то уменьшение их количества в фонде свободных жирных кислот будет способствовать торможению и процессов свободнорадикального окисления фосфолипидов. Это будет защищать митохондрии от окислительного разрушения мембран и нарушения работы ЭТЦ-дыхания.

При действии CO<sub>2</sub>-среды в митохондриальном фонде свободных жирных кислот растений кукурузы происходили подобные изменения, как и при действии гипоксии, отличия касались только степени варьирования содержания отдельных жирных кислот. Под влиянием кинетина эти изменения нивелировались, что снижало степень ненасыщенности свободных

жирных кислот митохондрий до уровня азрируемых растений. Полученные нами в последние годы результаты показали, что высокие концентрации диоксида углерода активно влияли не только на метаболизм фосфолипидов [3,15], но и свободных жирных кислот гомогената [17] и митохондрий [11]. При этом влияние CO<sub>2</sub>-среды на растения снимается действием фитогормонов, в частности кинетина, что свидетельствует об обратимости вызванных этой газовой средой изменений в липидоме растений. Именно от состава фосфолипидов зависит не только проницаемость биологических мембран, но и активность целого ряда мембраносвязанных ферментов. Это позволяет говорить о влиянии диоксида углерода, как продукта дыхательного обмена, на целый ряд метаболических процессов растений,

включая обмен органических кислот и аминокислот, синтез белка, активность ряда ферментов [3], при этом он вызывает изменения и в липидоме растений в условиях кратковременных экспозиций. Полученные результаты подтверждают высказанное ранее предположение, что диоксид углерода, как компонент газовой среды может выступать и в роли сигнальной молекулы, запускающей каскад адаптационных процессов в растительных клетках, как это показано уже для животных [18].

### Конфликт интересов

Авторы заявляют, что у них нет известных финансовых конфликтов интересов или личных отношений, которые могли бы повлиять на работу, представленную в этой статье.

### Список литературы/References

1. Grabelnykh O.I. *J. Stress Physiology & Biochemistry*, 2005; 1(1): 37-54.
2. Waadt R., Seller C. A., Hsu P. K., Takahashi Y., Munemasa S., *Nat. Rev. Mol. Cell Biol.*, 2022; 23(10): 680-694. <https://doi.org/10.1038/s41580-022-00479-6>
3. Ershova A.N.I., Sterligova I.A. *Sorbtsionnye i khromatograficheskie protsessy*, 2023; 23(5): 879-886. <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2023.23/11722>
4. Xie L.J., Zhou Y., Chen Q.F., Xiao S., *Prog Lipid Res.*, 2021; 81: 101072. <https://doi.org/10.1016/j.plipres.2020.101072>
5. Van Veen H., Triozzi P.M., Loreti E., *Plant Physiol.*, 2025; 197(1): 564.
6. Wang X., *Curr Opin Plant Biol.*, 2004; 7(3): 329-336. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2004.03.012>
7. Lavilla-Puerta M., Giuntoli B., *Plant Phys.*, 2025; 197(1): 623. <https://doi.org/10.1093/plphys/kiae623>
8. McMillan H.M., *Plant Phys.*, 2025; 197(1): 340. <https://doi.org/10.1093/plphys/kiae340>
9. Rawyler A., Apragaus S., Braendle R., *Annals of Botany*, 2002; 90(4): 499-507. <https://doi.org/10.1093/aob/mcf126>
10. Premkumar A, Lindberg S., Lager I., Rasmussen U., Schul A., *Physiol. Plantarum*, 2019; 167(1): 90-110. <https://doi.org/10.1111/ppl.12874>
11. Ershova A.N., Tyurina I.V., *Sorbtsionnye i khromatograficheskie protsessy*, 2018; 18(6): 927-933. <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2018.18/622>
12. Laxalt A.M., Munnik T., *Curr Opin Plant Biol.*, 2002; 5(4): 332-338. [https://doi.org/10.1016/s1369-5266\(02\)00268-6](https://doi.org/10.1016/s1369-5266(02)00268-6)
13. Vojnikov V.K., Luzova G.B., Lemzyakova V.P., *Fiziol. i Biochim. Kult. Rastenij*, 1981; 13(2): 213-217. (In Russ.)
14. Cohen-Hoch D., Chen T., Sharabi L., De-zorella N., Itkin M., Feiguelman G., Malitsky S., Fluhr R., *Plant Physiol.*, 2025; 197(1): 589. <https://doi.org/10.1093/plphys/kiae589>
15. Ershova A. N., Tyurina I.V., *Sorbtsionnye i khromatograficheskie protsessy*, 2022; 22(4): 502-511. <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2022.22/9016>
16. Veselov D.S., Kudoyarova G.R., Kudryakov N.V., Kuznetsov V.V., *Fiziologiya rastenij*, 2017; 64(1): 19-32. <https://doi.org/10.7868/S001533031701016X>
17. Ershova A.N., Sterligova I.A., *Sorbtsionnye i khromatograficheskie protsessy*, 2019; 19(6): 735-741. <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2019.19/2241>
18. Ershova A.N., Tyurina I.V., *Sorbtsionnye i khromatograficheskie protsessy*, 2020; 20(2): 207-214. <https://doi.org/10.17308/sorpchrom.2020.20/2774>





19. Pan J., Sharif R., Xu X., Chen X., *Front Plant Sci.*, 2020; 11: 627331. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.627331>.
20. Hou Q., Ufer G., Bartels D., *Plant Cell Environ.*, 2016; 39: 1029-1048. <https://doi.org/10.1111/pce.12666>
21. Peppino Margutti M., Reyna M., Meringer M.V., Racagni G.E., Villasuso A.L., *Plant Physiol Biochem.*, 2017, 113: 149-160. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2017.02.008>
22. Ruelland E., Cantrel C., Gawer M., Kader J.C., Zachowski A., *Plant Physiol.*, 2002; 130: 999-1007. <https://doi.org/10.1104/pp.006080>
23. Vojnicov V.K. Temperaturnyj stress i mitohondrii restenij. Novosibirsk, Nauka Publ., 1987, 134 p. (In Russ.)
24. Fox T.C., Kennedy R.A., Rumpho M.E., *Annals of Botany*, 1994; 74(5): 445-455. <https://doi.org/10.1006/anbo.1994.1140>
25. Harwood J.L., *Annu. Rev. Plant Physiol. and Plant Mol. Biol.*, 1988; 39: 101-138. <https://doi.org/10.1146/an-nurev.pp.39.060188.000533>
26. Xu L., Pan R., Zhou M., Xu Y., Zhang W., *Functional Plant Biology*, 2019; 47: 58-66. <https://doi.org/10.1071/FP19150>
27. Cortleven A., Leuendorf J.E., Frank M., Pezzetta D., Bolt S., Schmölling T., *Plant Cell Environ.*, 2019; 42(3): 998-1018. <https://doi.org/10.1111/pce.13494>
28. Leshem Y.Y., *Canad. J. Bot.*, 1984; 62(12): 2943-2949.

### Информация об авторах / Information about the authors

**А.Н. Ершова** – профессор, д.б.н., профессор кафедры биологии растений и животных, Воронежский государственный педагогический университет, Воронеж, Россия

**И.А. Стерлигова** – студент, Воронежский государственный университет, Воронеж, Россия

**A.N. Ershova** – professor, grand PhD (biology), department of plant and animal biology, Voronezh State Pedagogical University, Voronezh, Russia, email: [profershova@mail.ru](mailto:profershova@mail.ru)

**I.A. Sterligova** – student, Voronezh State University, Voronezh, Russia,

Статья поступила в редакцию 06.06.2025; одобрена после рецензирования 17.11.2025; принята к публикации 19.11.2025.

The article was submitted 06.06.2025; approved after reviewing 17.11.2025; accepted for publication 19.11.2025.