

ОКИСЛИТЕЛЬНЫЙ СТРЕСС И ОТВЕТ АНТИОКСИДАНТНОГО КОМПЛЕКСА ТКАНЕЙ ТИХООКЕАНСКИХ УСТРИЦ *MAGALLANA GIGAS* THUNBERG, 1793 ПРИ ПОРАЖЕНИИ РАКОВИН СВЕРЛЯЩЕЙ ГУБКОЙ *PIONE VASTIFICA* HANCOCK, 1849

Кладченко Е.С.*, Челебиева Э.С., Гостюхина О.Л., Подольская М.С.,
Лавриченко Д.С.

Институт биологии южных морей имени А. О. Ковалевского РАН, г. Севастополь, 299011, Россия
e-mail: *kladchenko_ekaterina@bk.ru

Поступила в редакцию 22.05.2024. После доработки 20.09.2024. Принята к публикации 20.10.2024.

В работе было изучено влияние заражения сверлящей губкой *Pione vastifica* Hancock, 1849 на активность ферментов антиоксидантной системы и параметров окислительного стресса у коммерчески важного двустворчатого моллюска – тихоокеанской устрицы *Magallana gigas* Thunberg, 1793. В гепатопанкреасе и в мантии устриц определяли активность глутатионпероксидазы, глутатионредуктазы, супероксиддисмутазы, каталазы и уровень окислено-модифицированных белков – продуктов, реагирующих с тиобарбитуровой кислотой. Показано, что у пораженных устриц интенсивность перекисного окисления липидов существенно выше, чем у здоровых устриц. В мантии пораженных устриц возрастает активность каталазы и снижается активность глутатионпероксидазы, в гепатопанкреасе отмечено снижение активности супероксиддисмутазы и глутатионпероксидазы. Полученные результаты указывают на более высокий уровень окислительной нагрузки в мантии пораженных устриц в сравнении с гепатопанкреасом.

Ключевые слова: тихоокеанская устрица, окислительный стресс, антиоксидантные ферменты, сверлящая губка

DOI: 10.35885/1996-1499-17-4-49-60

Введение

Тихоокеанская устрица *Magallana gigas* Thunberg, 1793 является наиболее широко культивируемым и добываемым видом двустворчатых моллюсков в мире. При этом на большинстве марикультурных ферм *M. gigas* представлена как вид-интродуцент (Ezgeta-Balić et al., 2019; Acarli et al., 2023; Ewers-Saucedo et al., 2020). Успешное внедрение тихоокеанских устриц в аквакультуру положительно сказывается на экономической составляющей этой отрасли. Вместе с тем ранее считалось, что такая интродукция приведет к активному вытеснению местных видов с меньшей приспособляемостью к окружающей среде (Wood et al., 2021; Dalen, 2023; Jelić Mrčelić et al., 2023). Недавние исследования показали, что, несмотря на некоторый уровень конкуренции за пространство и ресурсы, существуют примеры успешного сосуществования интродуцированного вида (*M. gigas*) и местных видов (например, *Ostrea edulis*) (Zwerschke et al., 2016). Однако, согласно мнению исследователей, актив-

ная интродукция *M. gigas* все еще связана с рисками для экосистемы, так особую обеспокоенность научного сообщества вызывает перенос паразитов в новые регионы вместе со спатом устриц (Haupt et al., 2010; Lemasson and Knights, 2019; Suja et al., 2020; Soon and Zheng, 2020; Waser et al., 2021; Shakspeare et al., 2024).

Особое место среди таких интродуцированных или вероятно интродуцированных патогенов занимают сверлящие губки рода *Pione*, например *Pione vastifica* Hancock, 1849, способных к перфорированию раковины устриц (Waser et al., 2021; Pyecroft, 2022; Chelebieva et al., 2024; Bööck, 2024). Сверлящие губки проникают в раковину моллюска и разрушают ее, создавая в ней сеть каналов и камер (Waser et al., 2021; Mikac et al., 2021; Radashevsky et al., 2023). В результате поражения раковины сверлящей губкой снижается барьерная защита, ухудшается состояние устриц, что в последствии приводит к снижению их товарной стоимости (Крючков, 2014) и может влиять на функциональное состояние устриц (Coleman,

2014; Volkmer-Ribeiro et al. 2020). Информация об уровне смертности устриц вследствие поражения сверлящими вредителями в литературе ограничена, однако известно, что на любые повреждения раковины моллюски реагируют активацией процессов репарации (Puescroft, 2022). Такая ответная реакция организма-хозяина сопровождается перераспределением энергетических ресурсов для восстановления конхиолина и карбоната кальция и, как следствие, снижением скорости фильтрации и темпов роста моллюска (Vöök, 2024). Некоторые авторы утверждают, что устрицы, пораженные сверлящими губками, становятся более уязвимыми для хищников (Speights and McCoy, 2017; Sreeremya and Shobana, 2018) и патогенов различной природы из-за снижения барьерной защиты (Watts et al., 2018; Hanley et al., 2019). Так, в исследовании Копытиной и Лебедевской (2014) в раковине моллюсков, пораженных *P. vastifica*, обнаружено в 3 раза больше микроскопических грибов, в том числе патогенных. Моллюски, как организмы-фильтраторы, способны накапливать токсины, выделяемые грибами. Иммунный ответ двустворчатых моллюсков на инвазию патогенами основан на процессах фагоцитоза и увеличении продукции активных форм кислорода (АФК) (Gagnaire et al., 2006; Donaghy et al., 2012; Adzigbli L. et al., 2020; Yang et al., 2023; Guo et al., 2023). С другой стороны, избыточная продукция АФК может привести к развитию окислительного стресса (Sussarellu et al., 2013, Zhang et al., 2022), который обычно предотвращается активацией антиоксидантной системы (Fuhrmann et al., 2018; Gostyukhina et al., 2020).

Примечательно, что в регионах с умеренным климатом сверлящие губки наносят больший урон по сравнению с другими широтами (Мачкевский, 2001; Гаевская и Лебедевская, 2010, Мачкевский, 2011). Так, по оценкам 2005 г., в Канаде у 25–30% культивируемых устриц были заражены сверлящей губкой, что привело к выбраковке пригодных для продажи особей (Carver et al., 2010). В то время как несколькими годами позже, в 2008 г., на ферме, расположенной в бухте Казачья (Севастополь), доля пораженных моллюсков составила 64.2%, а в 2011 г. заражены оказались 79.3% устриц. При этом площадь повреждения раковины состав-

ляла до 100% (Гаевская и Корнийчук, 2003; Гаевская и Лебедевская, 2010, 2011; Лебедевская, 2013), в то время как в других широтах сверлящие губки обычно разрушают не более 40% от общей площади раковины (Pomponi and Meritt, 1990; Daume et al., 2010; Duckworth and Peterson, 2013). При этом информация о воздействии сверлящих губок на двустворчатых моллюсков, обитающих в регионах с умеренным климатом, ограничена в мировой и отечественной литературе несмотря на то, что марикультура прибрежных регионов России ежегодно терпит большие экономические потери в результате заражения моллюсков *P. vastifica* (Шубникова, 2020).

Таким образом целью настоящей работы было исследование антиоксидантной защиты (глутатионпероксидаза (ГП), глутатионредуктаза (ГР), супероксиддисмутаза (СОД), каталаза (КАТ)) и параметров окислительного стресса (количества продуктов, реагирующих с 2-тиобарбитуровой кислотой, ТБК-активных продуктов) в тканях (мантия и гепатопанкреас) тихоокеанских устриц *M. gigas*, зараженных сверлящей губкой *P. vastifica*.

Материалы и методы

Для проведения эксперимента в марте 2024 г. на марикультурной ферме (в Севастопольской бухте) были отобраны 74 тихоокеанские устрицы весом $74,9 \pm 7,6$ г возрастом 5 лет. Выбор района для сбора моллюсков был основан на анализе существующих данных и исследований. Ранее были опубликованы данные о том, что в Севастопольской бухте наблюдается большое количество моллюсков, зараженных сверлящей губкой *P. vastifica* (Мачкевский, 2001; Мачкевский, 2011). Для исследования моллюски были распределены на 2 группы: «здоровые» (контрольные, $n = 17$) моллюски, раковины которых имели признаков поражения губкой *P. vastifica*, и «зараженные» ($n = 57$) особи с признаками поражения (Coleman, 2014; Kingma, 2022; Vöök et al., 2023) раковины сверлящей губкой ($28,7 \pm 17,5$ % от общей площади створок) и исключенные из товарооборота марикультурной фермы (рис. 1).

Наличие или отсутствие признаков заражения анализировали визуально и при помощи стереомикроскопа Nexcore NSZ608T



Рис. 1. Тихоокеанская устрица *M. Gigas*: а – здоровая устрица, без видимых признаков поражения; б – устрица, пораженная сверлящей губкой *P. vastifica*.

(Nexcore, Китай). Перед препарированием устриц выдерживали в аквариумах для снятия стресса после транспортировки в течение недели. Моллюсков ежедневно кормили смесью микроводорослей *Tetraselmis viridis* (R.E. Norris, Hori & Chihara, 1980) (штамм IBSS-25 из коллекции отдела биотехнологии и фиторесурсов ФИЦ ИнБЮМ).

У зараженных и здоровых тихоокеанских устриц на льду выделяли гепатопанкреас и мантию, затем немедленно замораживали и хранили при -80°C для дальнейшего анализа. Замороженные образцы тканей оттаивали на льду и гомогенизировали в 2 мл ледяного 20 мМ Tris/HCl буфера ($\text{pH} = 7.5$), содержащего 0,5 мМ ЭДТА (Cossi et al., 2020). Гомогенаты центрифугировали (3200g, 15 минут, при 4°C) на центрифуге Centrifuge 5424 R, Eppendorf.

Полученные супернатанты сразу использовали для определения активности ферментов согласно описанной ранее методике (Gostyukhina and Soldatov, 2023, Andreyeva et al., 2023). Вкратце активность ГП определяли по накоплению окисленного глутатиона

(Paglia and Valentine, 1967), активность ГР – по уменьшению уровня НАДФН (Marques et al., 2016). Активность СОД оценивали по степени ингибирования восстановления нитросинего тетразолия (НСТ) (Nishikimi et al., 1972), а каталазы – по реакции остаточных количеств пероксида водорода с молибдатом аммония (Goth, 1991). Активность ферментов определяли при температуре $25.0 \pm 0.5^{\circ}\text{C}$.

Степень перекисного окисления липидов измеряли по количеству ТБК-активных продуктов (Ohkawa et al., 1979). Количество белка в пробах измеряли по методу Лоури при 750 нм (Lowry et al., 1951). Измерения экстинкции проводили на спектрофотометре Спекс ССП 715-1 (Россия) при температуре 25°C .

Оценку нормальности распределения проводили при помощи теста Колмогорова – Смирнова. Поскольку распределения выборки были отличными от нормального, оценку достоверности различий проводили при помощи U-критерия Манна-Уитни. Нулевую гипотезу отклоняли при пороговом уровне статистической значимости (p), равном 0.05.

Результаты

Заражение сверлящей губкой сопровождалось разнонаправленным изменением антиоксидантной активности в мантии тихоокеанских устриц (рис. 2). Так, активность КАТ в мантии зараженных сверлящей губкой устриц была на 53% выше, чем в контрольной группе ($p < 0.01$). При этом активность СОД и ГР оставалась на уровне контроля. Активность ГП в этой ткани зараженных моллюсков, была достоверно ниже на 64%, чем в контрольной группе ($p < 0.01$).

Перфорация раковины тихоокеанских устриц сверлящей губкой не сопровождалась изменением активности КАТ и ГР в гепатопанкреасе (рис. 3). Активность СОД и ГП, напротив, снижалась на 73% ($p < 0.01$) и 23% ($p < 0.05$) соответственно.

Характер влияния заражения сверлящей губкой на уровень перекисного окисления липидов был сходным в обеих исследованных тканях (рис. 4). Уровень ТБК-активных продуктов в гепатопанкреасе у зараженных особей был выше на 36% по сравнению с устрицами без признаков перфорации раковины сверлящей губкой. В мантии отмечены наиболее выраженные изменения содержания ТБК-активных продуктов, у зараженных особей уровень перекисного окисления липидов увеличился на 171% по сравнению с контрольной группой ($p < 0.01$).

Обсуждение

В настоящей работе мы оценили состояние антиоксидантной системы и уровень перекисного окисления липидов в мантии как барьерной ткани, связанной с биоминерали-

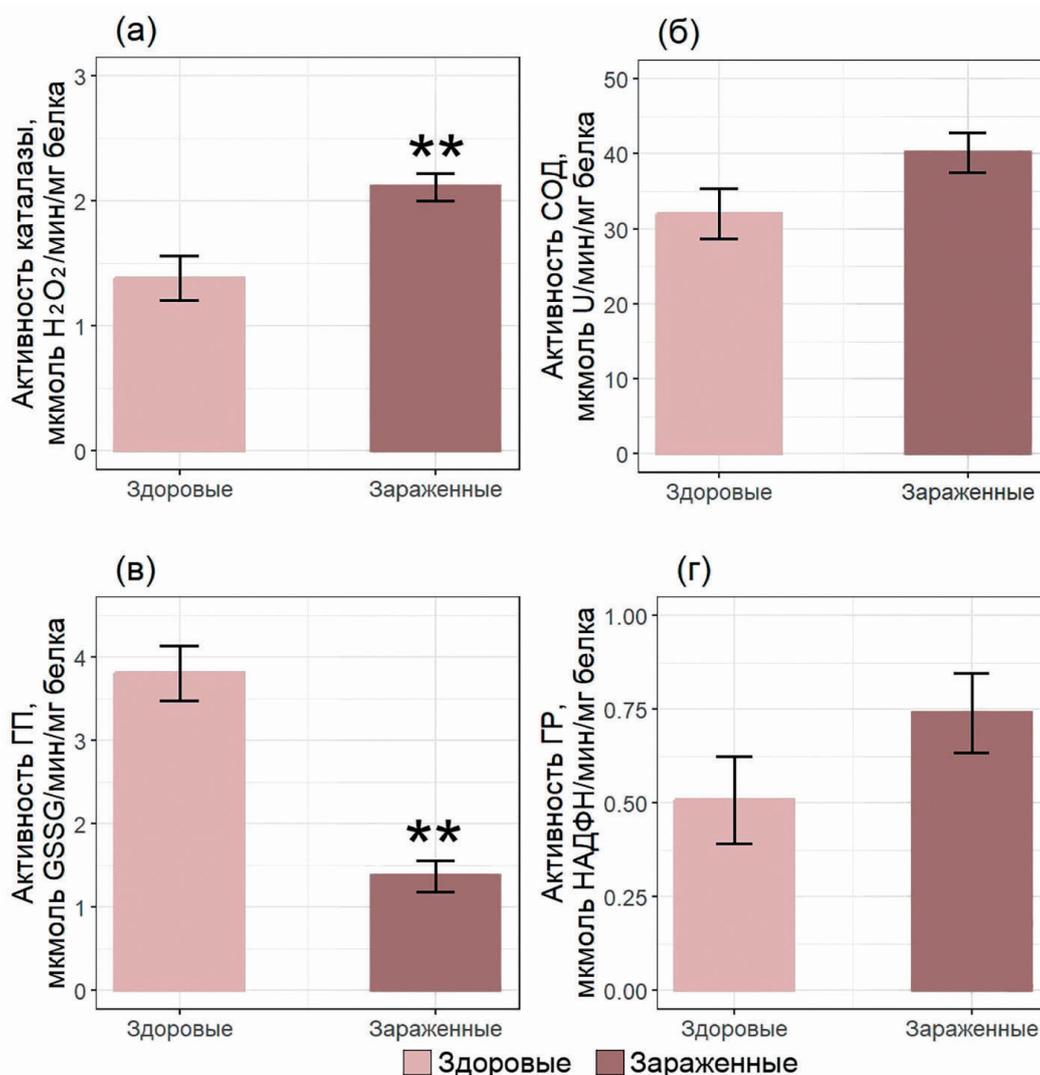


Рис. 2. Активность антиоксидантных ферментов в мантии тихоокеанских устриц *M. gigas*, зараженных сверлящей губкой *P. Vastifica*: а – активность КАТ; б – активность СОД; в – активность ГП, г – активность ГР. ** – существуют достоверные различия между опытной и контрольной группой ($p < 0,01$).

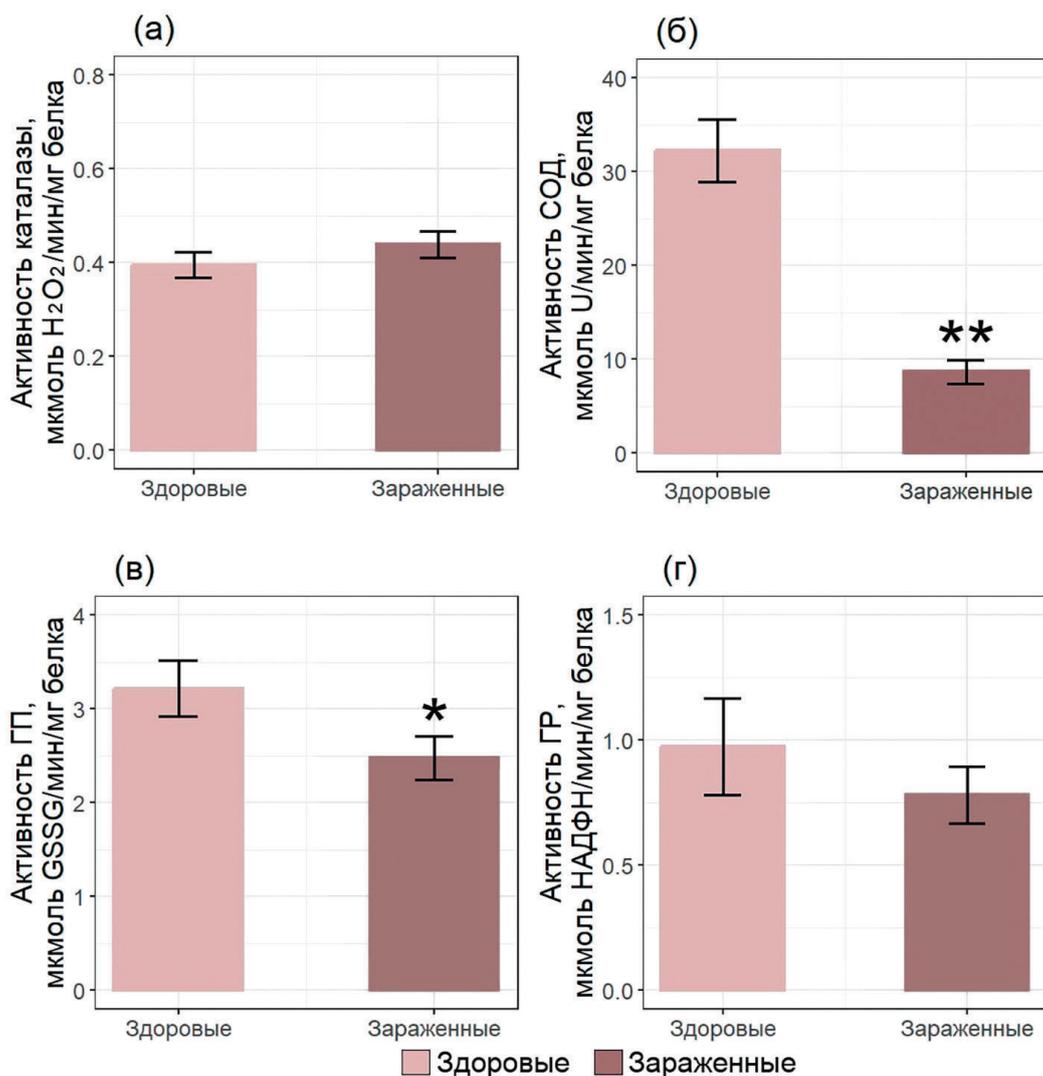


Рис. 3. Активность антиоксидантных ферментов в гепатопанкреасе тихоокеанских устриц, зараженных сверлящей губкой: а – активность КАТ; б – активность СОД; в – активность ГП, г – активность ГР.
* – существуют достоверные различия между опытной и контрольной группой ($p < 0.05$); ** – существуют достоверные различия между опытной и контрольной группой ($p < 0.01$).

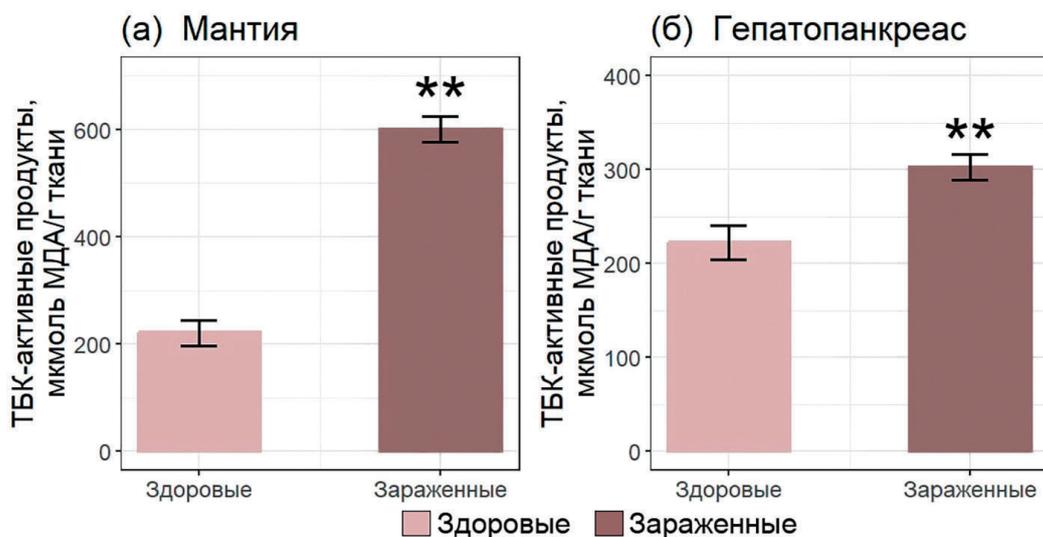


Рис. 4. Содержание ТБК-активных продуктов в мантии (а) и гепатопанкреасе (б) тихоокеанской устрицы, зараженных сверлящей губкой.
** – существуют достоверные различия между опытной и контрольной группой ($p < 0,01$).

защитой, и гепатопанкреасе как ключевом органе деградации конечных продуктов метаболизма у тихоокеанской устрицы *M. gigas* при поражении сверлящей губкой *P. vastifica*.

Согласно полученным результатам, КАТ была единственным ферментом, активность которого достоверно увеличивалась в мантии зараженных сверлящей губкой устриц. Аналогичный результат получили Гаевская и Лебедовская при исследовании степени участия антиоксидантной системы в защитной реакции *M. gigas* при поражении сверлящей губкой (Гаевская, Лебедовская, 2010). Такая активность КАТ может быть связана с более высоким уровнем образования АФК в мантии устриц, зараженных сверлящей губкой (Istomina et al., 2021; Tan et al., 2022). Стоит отметить, что КАТ и ГП считаются одними из ключевых ферментов второй линии антиоксидантной защиты, необходимой для обезвреживания перекиси водорода, которая образуется после инактивации супероксидного анион-радикала ($O_2^{\cdot-}$) (Hermes-Lima, 2004; Istomina et al., 2021). Вместе с тем в нашем исследовании в мантии зараженных сверлящей губкой тихоокеанских устриц уровень ГП был достоверно ниже по сравнению с контрольной группой, а СОД и ГР достоверно не отличалась от уровня контроля. С другой стороны, в исследовании Chambon и соавторов (2007) у тихоокеанских устриц, зараженных морскими многощетинковыми червями *Polydora* sp., которые разрушают их раковины, было отмечено уменьшение сухой массы тела, гипервентиляция и гипероксигенация без повышения уровня насыщения кислородом на тканевом уровне. Это привело к избытку кислорода, развитию окислительного стресса и сверхэкспрессии СОД в 2.8 раза (Chambon et al., 2007). Очевидно, что в нашем исследовании высокая активность КАТ в мантии *M. gigas* наряду с низкой активностью других антиоксидантных ферментов недостаточна для поддержания прооксидантно-антиоксидантного баланса в мантии тихоокеанских устриц. Последнее подтверждается более высоким уровнем перекисного окисления липидов в мантии тихоокеанских устриц, зараженных сверлящей губкой, по сравнению с контрольной группой.

В отличие от мантии, в гепатопанкреасе мы не обнаружили роста уровня активности антиоксидантных ферментов ни первой линии защиты, ни второй. Напротив, активность СОД (первая линия антиоксидантной защиты) и ГП (вторая линия антиоксидантной защиты) была существенно ниже у зараженных сверлящей губкой устриц по сравнению со здоровыми особями, а активность КАТ и ГР статистически значимо не отличалась от контрольной группы. Можно предположить, что в гепатопанкреасе зараженных сверлящей губкой устриц более низкая окислительная нагрузка по сравнению с мантией – основной тканью, ответственной за репарацию раковины. В таком случае снижение активности антиоксидантных ферментов возможно является компенсаторным ответом, направленным на минимизацию энергетических затрат (Sokolova et al., 2012, Ivanina et al., 2013; Sukhotin et al., 2020). Однако процессы репарации связаны с интенсивным метаболизмом (Chambon et al., 2007). Снижение активности ключевых ферментов антиоксидантной защиты в условиях активного метаболизма и соответственно интенсивной продукции супероксидных анион-радикалов может привести к повреждению клеток (Wang et al., 2016; Rahman et al., 2019; Adzigbli et al., 2022). Так, в гепатопанкреасе тихоокеанских устриц с признаками заражения сверлящей губкой, как и мантии, наблюдается более высокий уровень перекисного окисления липидов (содержания ТБК-активных продуктов), что является индикатором наличия окислительных повреждений в организме пораженных устриц (Gutteridge, 1995). Инактивация гидроперекисных соединений липидов осуществляется глутатионовым комплексом, в который входят ГП и ГР (Sarıkaya, Doğan, 2020). Однако и в мантии, и в гепатопанкреасе мы зафиксировали достоверное снижение активности ГП на фоне отсутствия изменений активности ГР, что может указывать на ингибирование антиоксидантных ферментов глутатионового комплекса при формировании адаптивного ответа организма устриц на поражение сверлящей губкой.

Нарушение прооксидантно-антиоксидантного баланса в процессе формирования за-

щитных реакций на действие различных патогенов описаны ранее (Yang and Lian, 2020). Снижение активности КАТ в жабрах и рост продукции АФК в гемоцитах были отмечены в тканях манильских моллюсков *Venerupis* (= *Ruditapes*) *philippinarum* при поражении паразитом *Perkinsus olseni* и воздействии токсичных динофлагеллят *Alexandrium ostenfeldii* (Lassudrie et al., 2014). Снижение общей активности СОД были показаны у гигантских львиных гребешков *Nodipecten subnodosus* и у тихоокеанских устриц *M. gigas*, подвергшихся воздействию различных видов динофлагеллят, у креветок *Palaemonetes argentinus* (Nobili), инфицированных изоподой *Probopyrus ringueleti*, веерной мидии *Pinna nobilis* при заражении *Haplosporidium pinnae* (Neves et al., 2000, Estrada et al., 2007, Romero-Geraldo et al., 2014, Fabioux et al., 2015, Vox et al., 2020a). Значительное накопление малонового диальдегида, ТБК-активного продукта, свидетельствующего о развитии окислительного стресса, также было показано при поражении пестрого гребешка *Mimachlamys varia* паразитом *P. mediterraneus*. При этом антиоксидантный ответ напрямую зависел от экстенсивности инвазии (Vox et al., 2020b). Однако в нашем случае мы не наблюдали полной перфорации раковины губкой, поэтому отмеченные выше изменения не могут объясняться прямым действием патогена. Вместе с тем сдвиги прооксидантно-антиоксидантного баланса могут быть напрямую связаны с процессами репарации и биоминерализации раковины у двустворчатых моллюсков (Rajan and Vengatesen, 2020; Schwaner et al., 2022, Louis et al., 2022; Alesci et al., 2024). Достоверно известно, что на механическое повреждение раковины или поражение различными сверлящими агентами двустворчатые моллюски отвечают активацией процессов биоминерализации и репарации (Clark, 2020; Yarra et al., 2021; Gilbert et al., 2022; Вёк, 2024). В свою очередь процессы репарации могут быть связаны с увеличением уровня АФК (Sleight et al., 2018; Chelebieva et al., 2024). В предыдущих исследованиях мы обнаружили, что поражение сверлящей губкой приводило к росту продукции АФК и повреждению ДНК в гемоцитах устриц (Chelebieva et al., 2024). Избыточная продукция АФК, не

скомпенсированная системой антиоксидантной защиты, может привести к развитию окислительного стресса – повреждению клеточных компонентов (белков, липидов и ДНК) (Klimova et al. 2020; Sies, 2020).

Заключение

Таким образом, поражение сверлящей губкой *P. vastifica* вызывает нарушение прооксидантно-антиоксидантного баланса и индуцирует окислительный стресс в тканях тихоокеанских устриц *M. gigas*. Существенное увеличение содержания ТБК-активных продуктов и увеличение активности каталазы в сравнении с контрольной группой на фоне снижения активности ГП в мантии свидетельствует о высоком уровне окислительной нагрузки в барьерной ткани. При этом в гепатопанкреасе зараженных устриц накопление продуктов ПОЛ также было достоверно выше в сравнении со здоровыми моллюсками, но в меньшей степени, чем в мантии. Снижение активности ГП и СОД и рост содержания ТБК-активных продуктов в гепатопанкреасе позволяет предположить развитие окислительного стресса в пищеварительной железе, однако не столь выраженный в сравнении с мантией. Полученные результаты свидетельствуют о более высокой восприимчивости и окислительной нагрузке в мантии тихоокеанских устриц при поражении сверлящей губкой в сравнении с гепатопанкреасом.

Вклад авторов

Концептуализация, написание первоначального варианта: Кладченко Е.С., Челебиева Э.С.; методология Гостюхина О.Л.; визуализация: Подольская М.С., Лавриченко Е.С.; проведение эксперимента: Гостюхина О.Л., Челебиева Э.С., Подольская М.С., Лавриченко Д.С., обработка и анализ данных: Гостюхина О.Л., Челебиева Э.С., Кладченко Е.С., Подольская М.С., Лавриченко Д.С. Все авторы ознакомились и согласны с опубликованной версией рукописи.

Финансирование

Исследование выполнено в рамках гранта РНФ № 23-26-00019 «Сверлящая губка Чёрного моря: влияние на иммунную систе-

му устриц и оценка эффективности метода гипоосмотического шока для борьбы с ее распространением на марикультурной ферме».

Конфликт интересов

Авторы утверждают, что у них нет известных конфликтов финансовых интересов или личных отношений, которые могли бы повлиять на представленное в этой статье исследование.

Литература

- Гаевская А.В., Корнийчук Ю.М. Паразитические организмы как составляющая экосистем Черноморского побережья Крыма // Современное состояние биоразнообразия прибрежных вод Крыма (черноморский сектор). 2003. С. 425–490.
- Гаевская А.В., Лебедовская М.В. Паразиты и болезни гигантской устрицы (*Crassostrea gigas*) в условиях культивирования. Севастополь: ЭКОСИ-Гидрофизика, 2010. С. 15–22.
- Гаевская А.В., Лебедовская М.В. Микробиологические и паразитологические аспекты биотехнологии культивирования моллюсков в черном море: 6.1. Микробиологические и паразитологические аспекты биотехнологии культивирования гигантской устрицы (*Crassostrea gigas*) в Черном море // Промысловые биоресурсы Черного и Азовского морей. 2011. С. 193–209.
- Еремеев В.Н., Гаевская А.В., Шульман Г.Е., Загородняя Ю.А. Промысловые биоресурсы Черного и Азовского морей. 2011.
- Крючков В.Г. Устричное хозяйство: Пояснительная записка (ПЗ) и экономические расчеты (ЭР). Керчь, 2014.
- Копытина Н.И., Лебедовская М.В. Микромицеты-эпibiонты гигантской устрицы *Crassostrea gigas*, культивируемой в Черном море // Морской экологический журнал. 2014. Т. 13. № 2. С. 41–44.
- Лебедовская М.В. Морфометрические и микробиологические показатели гигантской устрицы *Crassostrea gigas* при поражении сверлящей губкой *Pione vastifica* // Морской экологический журнал. 2013. Т. 12. № 1. С. 48–51.
- Мачкевский В.К. Эпизоотическая ситуация в прибрежной зоне Севастополя в связи с задачами культивирования мидии и устриц // Экология моря. 2001. Т. 56. С. 51–55.
- Мачкевский В.К. Микробиологические и паразитологические аспекты биотехнологии культивирования моллюсков в Черном море: 6.2. Эпизоотологический мониторинг пилотной мидийной фермы как основа рационального ведения марихозяйства // Промысловые биоресурсы Черного и Азовского морей. 2011. С. 209–220.
- Шубникова Е.А. Перфораторы гигантской устрицы *Crassostrea gigas*, выращиваемой в черноморских марихозяйствах // Современные рыбные ресурсы и аквакультура в Азово-Черноморском бассейне. 2020. С. 316–316.
- Acarli, S., Yildiz, H., and Vural, P. Morphometric Characteristics of Invasive Species *Magallana gigas* (Thunberg, 1793) in Bandırma Bay, Marmara Sea, Marine Science and Technology Bulletin. 2023. Vol. 12. No. 3. Pp. 322–331. <https://doi.org/10.33714/masteb.1337592>
- Alesci, A., Albano, M., Fumia, A., Messina, E., Miller, A., Di Fresco, D., and Capillo, G. Shell formation in two species of bivalves: the role of mantle cells and haemocytes, Zoological Journal of the Linnean Society. 2024. Vol. 200. No. 4. Pp. 980–993. <https://doi.org/10.1093/zoolinnea/zlad099>
- Adzighli, L., Wang, Z., Li, J., Deng, Y. Survival, retention rate and immunity of the black shell colored stocks of pearl oyster *Pinctada fucata martensii* after grafting operation, Fish & Shellfish Immunology. 2020. Vol. 98. Pp. 691–698. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.11.003>
- Adzighli, L., Sokolov, E.P., Ponsuksili, S., Sokolova, I.M. Tissue-and substrate-dependent mitochondrial responses to acute hypoxia–re-oxygenation stress in a marine bivalve (*Crassostrea gigas*), Journal of Experimental Biology. 2022. Vol. 225. No. 1. Pp. jeb243304. <https://doi.org/10.1242/jeb.243304>
- Andreyeva, A.Y., Kladchenko, E.S., Gostyukhina, O.L., and Chelebjeva, E.S. Antioxidant and cellular immune response to acute hypoxia stress in the ark shell (*Anadara broughtonii*), Estuarine, Coastal and Shelf Science. 2023. Vol. 281. Art. no. 108222. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2023.108222>. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2023.108222>
- Box, A., Capó, X., Tejada, S., Sureda, A., Mejías, L., and Valencia, J.M. *Perkinsus mediterraneus* infection induces oxidative stress in the mollusc *Mimachlamys varia*, Journal of Fish Diseases. 2020b. Vol. 43. No. 1. Pp. 1–7. <https://doi.org/10.1111/jfd.13085>
- Box, A., Capó, X., Tejada, S., Catanese, G., Grau, A., Deudero, S., Sureda, A., and Valencia, J.M. Reduced Antioxidant Response of the Fan Mussel *Pinna nobilis* Related to the Presence of *Haplosporidium Pinnae*. Pathogens. 2020a. Vol. 9. Art. no. 932. <https://doi.org/10.3390/pathogens9110932>.
- Böök, I.M. Limited impact of a bioeroding sponge, *Cliona sp.*, on *Ostrea chilensis* from Foveaux Strait, New Zealand, Diseases of Aquatic Organisms. 2023. Vol. 155. Pp. 59–71.
- Böök, I.M. Boring Sponges and Bored Oysters-Interactions between the Bioeroding Sponge *Cliona sp.* and the New Zealand Flat Oyster *Ostrea chilensis*, Doctoral dissertation, Open Access Te Herenga Waka-Victoria University of Wellington, 2024.
- Carver C.E., Thériault I., Mallet A.L. Infection of cultured eastern oysters *Crassostrea virginica* by the boring sponge *Cliona celata*, with emphasis on sponge life history and mitigation strategies, Journal of Shellfish Research. 2010. Vol. 29. № 4. Pp. 905–915. <https://doi.org/10.2983/035.029.0423>
- Chambon C., Legeay, A., Durrieu, G., Gonzalez, P., Ciret, P., Massabuau, J.C. Influence of the parasite worm *Polydora sp.* on the behaviour of the oyster *Crassostrea gigas*: a study of the respiratory impact and associated oxidative stress, Marine Biology. 2007. Vol. 152. Pp. 329–338.

- <https://doi.org/10.1007/s00227-007-0693-1>
- Chelebieva E.S., Lavrichenko, D.S., Gostyukhina, O.L., Podolskaya, M.S., Kladchenko, E.S. The boring sponge (*Pione vastifica*, Hancock, 1849) induces oxidative stress in the Pacific oyster (*Magallana gigas*, Thunberg, 1793), *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*. 2024. V. 273, P. 110980. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2024.110980>
- Clark M.S. Molecular mechanisms of biomineralization in marine invertebrates, *Journal of Experimental Biology*. 2020. Vol. 223. № 11. Pp. jeb206961. <https://doi.org/10.1242/jeb.206961>
- Coleman S.E. The effects of boring sponge on oyster soft tissue, shell integrity, and predator-related mortality: PhD, The University of North Carolina at Chapel Hill, 2014.
- Cossi, P.F., Herbert, L.T., Yusseppone, M.S., Pérez, A.F., Kristoff, G. Toxicity evaluation of the active ingredient acetamiprid and a commercial formulation (Assail® 70) on the non-target gastropod *Biomphalaria straminea* (Mollusca: Planorbidae), *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 2020. Vol. 192. Pp. 110248. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.110248>
- Daume, S., Fromont, J., Parker, F., Davidson, M., Murphy, D., Hart, A. Quantifying sponge erosions in Western Australian pearl oyster shells, *Aquaculture Research*. 2010. Vol. 41. № 9. Pp. e260-e267. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02518.x>
- Dalen L.L. The Pacific oyster (*Magallana gigas*): Can an invasive alien species be used as a sustainable and profitable novel ingredient in salmon feed? Ph. D., Norwegian University of Life Sciences, 2023.
- Donaghy, L., Kraffe, E., Le Goïc, N., Lambert, C., Volety, A.K., Soudant, P. Reactive oxygen species in unstimulated hemocytes of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*: a mitochondrial involvement, *PLoS ONE*. 2012. Vol. 7. № 10. Pp. e46594. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0046594>
- Duckworth, A.R., Peterson, B.J. Effects of seawater temperature and pH on the boring rates of the sponge *Cliona celata* in scallop shells, *Marine Biology*. 2013. Vol. 160. Pp. 27-35. <https://doi.org/10.1007/s00227-012-2053-z>
- Estrada, N., de Jesús Romero, M., Campa-Córdova, A., Luna, A., & Ascencio, F. Effects of the toxic dinoflagellate, *Gymnodinium catenatum* on hydrolytic and antioxidant enzymes, in tissues of the giant lions-paw scallop *Nodipecten subnodosus*, *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*. 2007. Vol. 146. № 4. Pp. 502-510. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2007.06.003>
- Ewers-Saucedo, C., Heuer, N., Moesges, Z., Ovenbeck, K., Schröter, N., Brandis, D. First record of the Pacific oyster *Magallana gigas* (Thunberg, 1793) in the Baltic Sea proper, *Marine Biodiversity Records*. 2020. Vol. 13. Pp. 1-5. <https://doi.org/10.1186/s41200-020-00193-2>
- Ezgeta-Balić, D., Šegvić-Bubić, T., Stagličić, N., Yaping, L.I.N., VAREŽIĆ, D.B., Grubišić, L., & Briski, E. Distribution of non-native Pacific oyster *Magallana gigas* (Thunberg, 1793) along the eastern Adriatic coast, *Acta Adriatica*. 2019. Vol. 60. No. 2. Pp. 137-146. <https://doi.org/10.32582/aa.60.2.3>
- Fabioux, C., Sulistiyani, Y., Haberkorn, H., Hégaret, H., Amzil, Z., Soudant, P. Exposure to toxic *Alexandrium minutum* activates the detoxifying and antioxidant systems in gills of the oyster *Crassostrea gigas*, *Harmful Algae*. 2015. Vol. 48. Pp. 55-62. <https://doi.org/10.1016/j.hal.2015.07.003>
- Fuhrmann, M., Delisle, L., Petton, B., Corporeau, C., Pernet, F. Metabolism of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*, is influenced by salinity and modulates survival to the *Ostreid herpesvirus OsHV-1*, *Biology Open*. 2018. Vol. 7. № 2. Pp. bio028134. <https://doi.org/10.1242/bio.028134>
- Gagnaire, B., Frouin, H., Moreau, K., Thomas-Guyon, H., Renault, T. Effects of temperature and salinity on haemocyte activities of the Pacific oyster, *Crassostrea gigas* (Thunberg), *Fish & Shellfish Immunology*. 2006. Vol. 20. № 4. Pp. 536-547. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2005.07.003>
- Gilbert, P.U., Bergmann, K.D., Boekelheide, N., Tambutté, S., Mass, T., Marin, F., Knoll, A.H. Biomineralization: Integrating mechanism and evolutionary history, *Science Advances*. 2022. Vol. 8. № 10. Pp. eabl9653. <https://doi.org/10.1126/sciadv.abl9653>
- Goth L. A simple method for determination of serum catalase activity and revision of reference range, *Clinica chimica Acta*. 1991. Vol. 196. № 2-3. Pp. 143-151. [https://doi.org/10.1016/0009-8981\(91\)90067-M](https://doi.org/10.1016/0009-8981(91)90067-M)
- Gostyukhina O.L., Andreenko T.I. Enzymatic and low-molecular weight parts of antioxidant complex in two species of Black Sea mollusks with different resistance to oxidative stress: *Mytilus galloprovincialis* Lam. and *Anadara kagoshimensis* (Tokunaga, 1906), *Biology Bulletin Reviews*. 2020. Vol. 10. Pp. 38-47. <https://doi.org/10.1134/S2079086420010041>
- Gostyukhina, O.L., Andreyeva, A.Y., Chelebieva, E.S., Vodiasova, E.A., Lantushenko, A.O., Kladchenko, E.S. Adaptive potential of the Mediterranean mussel *Mytilus galloprovincialis* to short-term environmental hypoxia, *Fish & Shellfish Immunology*. 1995. Vol. 41. № 12. Pp. 1819-1828. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2022.10.052>
- Gostyukhina O.L., Soldatov A.A. The Effect of Starvation on the Antioxidant Complex of the Bivalve Mollusk *Anadara kagoshimensis* (Tokunaga, 1906) from the Black Sea, *Russian Journal of Marine Biology*. 2023. Vol. 49. № 1. Pp. 13-21. <https://doi.org/10.1134/S1063074023010042>
- Gutteridge, J.M. Lipid peroxidation and antioxidants as biomarkers of tissue damage. *Clinical Chemistry*. 1995. Vol. 41. Pp. 1819-1828. <https://doi.org/10.1093/clinchem/41.12.1819>
- Guo, Z., Sun, J., Lv, X., Zhang, T., Yao, H., Wu, W., Song, L. (2023) The ferroptosis in haemocytes of Pacific oyster *Crassostrea gigas* upon erastin treatment, *Fish & Shellfish Immunology*. 2023. Vol. 133. Pp. 108556. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2023.108556>
- Hanley, T.C., Volety, A.K., Milbrandt, E.C. Environmental gradients shape the combined effects of multiple parasites on oyster hosts in the northern Gulf of Mexico, *Marine Ecology Progress Series*. 2019. Vol. 612. Pp. 111-125. <https://doi.org/10.3354/meps12849>
- Haupt, T.M., Griffiths, C.L., Robinson, T.B., Tonin, A.F. G. Oysters as vectors of marine aliens, with notes on four

- introduced species associated with oyster farming in South Africa, *African Zoology*. 2010. Vol. 45. № 1. Pp. 52-62. <https://doi.org/10.1080/15627020.2010.11657254>
- Hermes-Lima, M. Oxygen in biology and biochemistry: role of free radicals, *Functional metabolism: regulation and adaptation*. 2004. Vol. 1. Pp. 319-66.
- Ivanina, A.V., Dickinson, G.H., Matoo, O.B., Bagwe, R., Dickinson, A., Beniash, E., Sokolova, I.M. Interactive effects of elevated temperature and CO₂ levels on energy metabolism and biomineralization of marine bivalves *Crassostrea virginica* and *Mercenaria mercenaria*, *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*. 2013. Vol. 166. No. 1. Pp. 101-111. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2013.05.016>
- Istomina, A., Yelovskaya, O., Chelomin, V., Karpenko, A., Zvyagintsev, A. Antioxidant activity of Far Eastern bivalves in their natural habitat, *Marine Environmental Research*. 2021. Vol. 169. Pp. 105383. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2021.105383>
- Jelić Mrčelić, G., Nerlović, V., Doğan, A. Sustainable Management of High-Impact Non-Native Molluscs and Their Potential Commercial Importance in the Eastern Adriatic Sea, *Sustainability*. 2023. Vol. 15. No. 14. Pp. 11384. <https://doi.org/10.3390/su151411384>
- Kingma E. The role of the excavating sponge *Cliona celata* in oyster shells, Thesis, 2022.
- Klimova, Y.S., Chuiko, G.M., Pesnya, D.S., Ivanova, E.S. Biomarkers of oxidative stress in freshwater bivalve mollusks, *Inland Water Biology*. 2020. Vol. 13. Pp. 674-683. <https://doi.org/10.1134/S1995082920060073>
- Lassudrie, M., Soudant, P., Richard, G., Henry, N., Medhioub, W., Da Silva, P.M., Hégaret, H. Physiological responses of Manila clams *Venerupis* (= *Ruditapes*) philippinarum with varying parasite *Perkinsus olseni* burden to toxic algal *Alexandrium ostenfeldii* exposure, *Aquatic Toxicology*. 2014. Vol. 154. Pp. 27-38. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2014.05.002>
- Lemasson, A.J., & Knights, A.M. Preferential parasitism of native oyster *Ostrea edulis* over non-native *Magallana gigas* by a *Polydora* worm, *Estuaries and coasts*. 2019. Vol. 42. No. 5. Pp. 1397-1403. <https://doi.org/10.1007/s12237-019-00560-y>
- Louis, V., Besseau, L., & Lartaud, F. Step in time: Biomineralisation of bivalve's shell, *Frontiers in Marine Science*. 2022. Vol. 9. Pp. 906085. <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.906085>
- Lowry, O.H., Rosebrough, N.J., Farr, A.L. & Randall, R.J. Protein measurement with the Folin phenol reagent, *The Journal of biological chemistry*. 1951. Vol. 193. № 1. Pp. 265-275.
- Marques, A., Piló, D., Araújo, O., Pereira, F., Guilherme, S., Carvalho, S., Pereira, P. Propensity to metal accumulation and oxidative stress responses of two benthic species (*Cerastoderma edule* and *Nephtys hombergii*): are tolerance processes limiting their responsiveness? *Ecotoxicology*. 2016. Vol. 25. Pp. 664-676. <https://doi.org/10.1007/s10646-016-1625-y>
- Martínez-García, M.F., Ruesink, J.L., Grijalva-Chon, J.M., Lodeiros, C., Arreola-Lizárraga, J.A., de la Re-Vega, E., Chávez-Villalba, J. Socioecological factors related to aquaculture introductions and production of Pacific oysters (*Crassostrea gigas*) worldwide, *Reviews in Aquaculture*. 2022. Vol. 14. № 2. Pp. 613-629. <https://doi.org/10.1111/raq.12615>
- Mikac, B., Tarullo, A., Colangelo, M.A., Abbiati, M., Costantini, F. (2021) Shell Infestation of the Farmed Pacific Oyster *Magallana gigas* by the Endolith Bivalve *Rocellaria dubia*, *Diversity*. 2021. Vol. 13. № 11. Pp. 526. <https://doi.org/10.3390/d13110526>
- Neves C.A., Santos E.A., Bainy A.C.D. Reduced superoxide dismutase activity in *Palaemonetes argentinus* (Decapoda, Palaemonidae) infected by *Probopyrus ringueleti* (Isopoda, Bopyridae). *Dis Aquat Org*. 2000. 39. Pp. 155-8. <https://doi.org/10.3354/dao039155>
- Nishikimi M., Rao N.A., Yagi K. The occurrence of superoxide anion in the reaction of reduced phenazine methosulfate and molecular oxygen, *Biochemical and biophysical research communications*. 1972. Vol. 46. № 2. Pp. 849-854. [https://doi.org/10.1016/S0006-291X\(72\)80218-3](https://doi.org/10.1016/S0006-291X(72)80218-3)
- Ohkawa H., Ohishi N., Yagi K. Assay for lipid peroxides in animal tissues by thiobarbituric acid reaction, *Analytical biochemistry*. 1979. Vol. 95. № 2. Pp. 351-358. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(79\)90738-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(79)90738-3)
- Paglia D.E., Valentine W.N. Studies on the quantitative and qualitative characterization of erythrocyte glutathione peroxidase, *The Journal of laboratory and clinical medicine*. 1967. Vol. 70. № 1. Pp. 158-169. <https://doi.org/10.5555/uri:pii:0022214367900765>
- Pomponi S.A., Meritt D W. Distribution and life history of the boring sponge *Cliona truitti* in the Upper Chesapeake Bay, *New perspectives in sponge biology*. Smithsonian Institution Press. Washington: DC, 1990. P. 313.
- Pycroft S.B. Shell-boring polychaetes (mudworms) and sponges affecting oysters, scallops, and abalone, *Aquaculture Pathophysiology*, Academic Press. 2022. pp. 583-591. Shell-boring polychaetes (mudworms) and sponges affecting oysters, scallops, and abalone, *Aquaculture Pathophysiology*.
- Rahman, M.A., Henderson, S., Miller-Ezzy, P., Li, X.X., Qin, J.G. Immune response to temperature stress in three bivalve species: Pacific oyster *Crassostrea gigas*, Mediterranean mussel *Mytilus galloprovincialis* and mud cockle *Katylusia rhytiphora*, *Fish & shellfish immunology*. 2019. Vol. 86. Pp. 868-874. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2018.12.017>
- Radashevsky, V.I., Pankova, V.V., Malyar, V.V., Carlton, J.T. Boring can get you far: Shell-boring *Dipolydora* from Temperate Northern Pacific, with emphasis on the global history of *Dipolydora giardi* (Mesnil, 1893) (Annelida: Spionidae), *Biological Invasions*. 2023. Vol. 25. № 3. Pp. 741-772. <https://doi.org/10.1007/s10530-022-02941-0>
- Rajan K.C., Vengatesen T. Molecular adaptation of molluscan biomineralisation to high-CO₂ oceans – The known and the unknown, *Marine environmental research*. 2020. Vol. 155. Pp. 104883. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2020.104883>
- Romero-Geraldo R.J., Hernández-Saavedra N.Y. Stress Gene Expression in *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793) in response to experimental exposure to the toxic dinoflagellate *Prorocentrum lima* (Ehrenberg) Dodge,

- 1975, *Aquaculture Research*. 2014. Vol. 45. № 9. Pp. 1512-1522.
- Sarikaya E., Doğan S. Glutathione peroxidase in health and diseases, Glutathione system and oxidative stress in health and disease. 2020. Pp. 49.
- Schwamer, C., Farhat, S., Haley, J., Pales Espinosa, E., & Allam, B. Proteomic and transcriptomic responses enable clams to correct the pH of calcifying fluids and sustain biomineralization in acidified environments, *International Journal of Molecular Sciences*. 2022. Vol. 23. № 24. Pp. 16066. <https://doi.org/10.3390/ijms232416066>
- Shakespeare A.W., Cameron T.C., Steinke M. Restrictions on UK aquaculture of Pacific oyster (*Magallana gigas*) will not prevent naturalised spread but suppress ecological and economic benefits to coastal communities, 2024. <https://doi.org/10.32942/X2PP60>
- Sies H. Oxidative stress: Concept and some practical aspects, *Antioxidants*. 2020. Vol. 9. № 9. Pp. 852. <https://doi.org/10.3390/antiox9090852>
- Sleight, V.A., Peck, L.S., Dyrinda, E.A., Smith, V.J., & Clark, M.S. Cellular stress responses to chronic heat shock and shell damage in temperate *Mya truncata*, *Cell Stress and Chaperones*. 2018. Vol. 23. № 5. Pp. 1003-1017. <https://doi.org/10.1007/s12192-018-0910-5>
- Sokolova, I.M., Frederich, M., Bagwe, R., Lannig, G., Sukhotin, A.A. Energy homeostasis as an integrative tool for assessing limits of environmental stress tolerance in aquatic invertebrates, *Marine environmental research*. 2012. Vol. 79. Pp. 1-15. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2012.04.003>
- Soon T.K., Zheng H. Climate change and bivalve mass mortality in temperate regions, *Reviews of environmental contamination and toxicology*. 2020. Vol. 251. Pp. 109-129. https://doi.org/10.1007/398_2019_31
- Speights C.J., McCoy M.W. Range expansion of a fouling species indirectly impacts local species interactions, *PeerJ*. 2017. Vol. 5. Pp. e3911. <https://doi.org/10.7717/peerj.3911>
- Sreeremya S., Shobana M.F. Sponge Bioerosion – A Review, *International Journal of Biochemistry and Biomolecules*. 2018. Vol. 4. № 1. Pp. 6-12. <https://doi.org/10.37628/ijbb.v4i1.267>
- Suja, G., Lijo, J., Kripa, V., Mohamed, K.S., Vijayan, K.K., Sanil, N.K. A comparison of parasites, pathological conditions and condition index of wild and farmed populations of *Magallana bilineata* (Roding, 1798) from Vembanad Lake, west coast of India, *Aquaculture*. 2020. Vol. 515. Pp. 734548. <https://doi.org/10.37628/ijbb.v4i1.267>
- Sukhotin, A., Kovalev, A., Sokolov, E., Sokolova, I.M. Mitochondrial performance of a continually growing marine bivalve, *Mytilus edulis*, depends on body size, *Journal of Experimental Biology*. 2020. Vol. 223. № 13. Pp. jeb226332. <https://doi.org/10.1242/jeb.226332>
- Sussarellu, R., Dudoignon, T., Fabioux, C., Soudant, P., Moraga, D., Kraffe, E. Rapid mitochondrial adjustments in response to short-term hypoxia and re-oxygenation in the Pacific oyster, *Crassostrea gigas*, *Journal of Experimental Biology*. 2013. Vol. 216. № 9. Pp. 1561-1569. <https://doi.org/10.1242/jeb.075879>
- Tan, K., Zhang, B., Zhang, H., Zheng, H. Total antioxidant capacity of commercially important bivalves: A case study in Southern China, *Aquaculture Research*. 2022. Vol. 53. № 2. Pp. 657-664. <https://doi.org/10.1111/are.15609>
- Volkmer-Ribeiro, C., Mansur, M.C.D., Pereira, D., Tiemann, J.S., Cummings, K.S., Sabaj, M.H. Sponge and mollusk associations in a benthic filter-feeding assemblage in the middle and lower Xingu River, Brazil, *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*. 2020. Vol. 166. Pp. 1-24. <https://www.jstor.org/stable/27126538>
- Wang, Q., Cao, R., Ning, X., You, L., Mu, C., Wang, C., Zhao, J. Effects of ocean acidification on immune responses of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*, *Fish & Shellfish Immunology*. 2016. Vol. 49. Pp. 24-33. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2015.12.025>
- Waser, A.M., Knol, J., Dekker, R., Thielges, D.W. Invasive oysters as new hosts for native shell-boring polychaetes: Using historical shell collections and recent field data to investigate parasite spillback in native mussels in the Dutch Wadden Sea, *Journal of Sea Research*. 2021. Vol. 175. Pp. 102086. <https://doi.org/10.1016/j.seares.2021.102086>
- Watts, J.C., Carroll, J.M., Munroe, D.M., Finelli, C.M. Examination of the potential relationship between boring sponges and pea crabs and their effects on eastern oyster condition, *Diseases of aquatic organisms*. 2018. Vol. 130. № 1. Pp. 25-36. <https://doi.org/10.3354/dao03257>
- Wood, L.E., Silva, T.A., Heal, R., Kennerley, A., Stebbing, P., Fernand, L., Tidbury, H.J. Unaided dispersal risk of *Magallana gigas* into and around the UK: combining particle tracking modelling and environmental suitability scoring, *Biological Invasions*. 2021. Vol. 23. № 6. Pp. 1719-1738. <https://doi.org/10.1007/s10530-021-02467-x>
- Yang, Q., Xiao, G., Chen, R., Huang, X., Teng, S. Immune responses of hemocytes in the blood clam *Tegillarca granosa* in response to in vivo *Vibrio harveyi* infection, *Fish & Shellfish Immunology*. 2023. Vol. 132. Pp. 108447. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2022.11.035>
- Yang S., Lian G. ROS and diseases: Role in metabolism and energy supply, *Molecular and cellular biochemistry*. 2020. Vol. 467. Pp. 1-12. <https://doi.org/10.1007/s11010-019-03667-9>
- Yarra, T., Ramesh, K., Blaxter, M., Hüning, A., Melzner, F., Clark, M.S. Transcriptomic analysis of shell repair and biomineralization in the blue mussel, *Mytilus edulis*, *BMC genomics*. 2021. Vol. 22. № 1. Pp. 437. <https://doi.org/10.1186/s12864-021-07751-7>
- Zhang, D., Dong, M., Song, X., Qiao, X., Yang, Y., Yu, S., Song, L. ROS function as an inducer of autophagy to promote granulocyte proliferation in Pacific oyster *Crassostrea gigas*, *Developmental & Comparative Immunology*. 2022. Vol. 135. Pp. 104479. <https://doi.org/10.1016/j.dci.2022.104479>
- Zwerschke, N., Emmerson, M.C., Roberts, D., & O'Connor, N.E. Benthic assemblages associated with native and non-native oysters are similar, *Marine Pollution Bulletin*. 2016. Vol. 111. № 1-2. Pp. 305-310. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2016.06.094>

OXIDATIVE STRESS AND RESPONSE OF THE ANTIOXIDANT COMPLEX OF PACIFIC OYSTER TISSUES *MAGALLANA GIGAS* (THUNBERG, 1793) TO SHELL DAMAGE BY THE BORING SPONGE *PIONE VASTIFICA* (HANCOCK, 1849)

**Kladchenko E.S.*, Chelebieva E.S. , Gostyukhina O.L. , Podolskaya M.S. ,
Lavrichenko D.S.**

A.O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas of the RAS, Sevastopol, 299011, Russia
e-mail: *kladchenko_ekaterina@bk.ru

The present study is aimed to investigate the effects of infection with the boring sponge *Pione vastifica* (Hancock, 1849) on the shell of the commercially important bivalve mollusc, the Pacific oyster (*Magallana gigas* (Thunberg, 1793)). The activity of glutathione peroxidase (GPx), glutathione reductase (GR), superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and the level of thiobarbituric acid reactive substances were determined in the hepatopancreas and in the mantle of oysters. The results demonstrated that the intensity of lipid peroxidation was significantly higher in affected oysters than in healthy oysters. In the mantle of diseased oysters, catalase activity increases and glutathione peroxidase activity decreases, while in the hepatopancreas there is a decrease in superoxide dismutase and glutathione peroxidase activity. These results indicate a higher level of oxidative load in the mantle of affected oysters compared to the hepatopancreas.

Keywords: Pacific oyster, oxidative stress, antioxidant enzymes, boring sponge.