

## Получение асептической культуры подвоев винограда

Павлова И.А.<sup>✉</sup>, Косюк М.И.

Всероссийский национальный научно-исследовательский институт виноградарства и виноделия «Магарач» РАН, Россия, Республика Крым, 298600, г. Ялта, ул. Кирова, 31  
<sup>✉</sup>pavlovairina1965@gmail.com

**Аннотация.** В связи с возрастающей потребностью в получении материала высоких категорий качества для закладки маточников подвойных лоз винограда проводятся исследования по оптимизации всех этапов технологии клонального размножения подвоев *in vitro*. Цель настоящего исследования состояла в изучении особенностей морфогенеза подвоев винограда в системе *in vitro* на этапе получения асептической культуры. В результате исследований выявлена сортовая специфичность морфогенеза у подвоев Гравесак 11, Гравесак 12 и Феркаль как на этапе побегообразования, так и укоренения. Подвои отличались по регенерирующей способности почки, укоренению побегов, размерам морфологических структур. Установлено, что питательная среда MS, содержащая БАП в концентрации 0,4 мг/л применима для индукции побегообразования на этапе введения в культуру *in vitro* подвоев, а среда PG, содержащая НУК в концентрации 0,05 мг/л - для укоренения образовавшихся побегов. Предстоит, учитывая особенности морфогенеза, выработать стратегию эффективного размножения, для каждого отдельного сорта.

**Ключевые слова:** морфогенез; побегообразование; укоренение; *in vitro*; эксплант; подвой Феркаль; подвой Гравесак.

**Для цитирования:** Павлова И.А., Косюк М.И. Получение асептической культуры подвоев винограда // «Магарач». Виноградарство и виноделие, 2022; 24(1):6-11. DOI 10.35547/IM.2022.40.55.001

## Obtaining an aseptic culture of grape rootstocks

Pavlova I.A.<sup>✉</sup>, Kosyuk M.I.

All-Russian National Research Institute of Viticulture and Winemaking Magarach of the RAS, 31 Kirova Str., 298600 Yalta, Republic of Crimea, Russia  
<sup>✉</sup>pavlovairina1965@gmail.com

**Abstract.** In connection with the growing need to obtain the material of high quality categories for establishment of rootstock vine nurseries, the research on optimization of all stages of rootstock clonal propagation technology *in vitro* is carried out. The purpose of this research was to study features of grape rootstock morphogenesis in the system *in vitro* at the stage of obtaining an aseptic culture. As a result of the research, the varietal specificity of morphogenesis was revealed in rootstocks 'Gravesac 11', 'Gravesac 12' and 'Ferkal' at both stages of shoot formation and rooting. The rootstocks differed in bud regenerative ability, shoot rooting, and the size of morphological structures. It was established that the MS nutrient medium, containing BAP at a concentration of 0.4 mg/l, is applicable for induction of shoot formation at the stage of introducing rootstocks into *in vitro* culture, and the PG medium, containing NAA at a concentration of 0.05 mg/l - for rooting the newly formed shoots. It is necessary, taking into account the peculiarities of morphogenesis, to develop a strategy of effective reproduction for each individual variety.

**Key words:** morphogenesis; shoot formation; rooting; *in vitro*; explant; rootstock 'Ferkal'; rootstock 'Gravesac'.

**For citation:** Pavlova I.A., Kosyuk M.I. Obtaining an aseptic culture of grape rootstocks. Magarach. Viticulture and Winemaking. 2022; 24(1):6-11 (in Russian). DOI 10.35547/IM.2022.40.55.001

### Введение

Современное развитие отечественного виноградарства основано на стратегии полного импортозамещения, начиная от посадочного материала и завершая конечной продукцией. При этом создание интенсивных элитных маточников, свободных от карантинных грибных, вирусных, бактериальных, фитоплазменных болезней является первостепенной задачей, поскольку на сегодняшний день отечественная питомниково-водческая база позволяет обеспечить потребность на 25-30% привитыми саженцами, что не может удовлетворить колоссальный ежегодный спрос [1-3].

Помимо улучшения качества посадочного материала и его оздоровления, большое значение имеет уве-

личение разнообразия сортимента подвоев, с учетом почвенно-климатических зон возделывания виноградных насаждений. Важны такие показатели, как солеустойчивость, карбонатоустойчивость, морозо- и засухоустойчивость.

Для получения посадочного материала высоких категорий качества используются современные подходы, основанные на применении биотехнологических методов, а именно технологии клонального микроразмножения винограда *in vitro*, позволяющей провести оздоровление исходного первичного материала и в кратчайшие сроки получить массив полноценных, генетически идентичных саженцев высоких категорий качества [4-7].

Наиболее затратный этап клонального микро-размножения, характеризующийся низкой производительностью при достаточно высоких потерях – по-

**Таблица 1.** Образование побегов у подвоя Гравесак 11 в зависимости от концентрации БАП в среде  
**Table 1.** Rootstock 'Gravesac 11' shoot formation depending on the concentration of BAP in the medium

Концентрация БАП, мг/л	Количество первичных эксплантов, шт.	Образование каллуса, %	Образование побега, %	Развитие более одного побега, %
0,6	9	100	0,00	0,00
0,4	7	42,86	42,86	100
0,2	5	40,00	40,00	50

**Таблица 2.** Получение асептической культуры подвоев винограда  
**Table 2.** Obtaining an aseptic culture of grape rootstocks

Название подвоя	Количество эксплантов	Количество побегов	Развитие побегов, %	Количество растений	Инфицирование, %	Укоренение, %
Феркаль	23	13	56,52	10	0	76,92
Гравесак 11	21	15	71,43	5	9,52	33,33
Гравесак 12	23	28	121,74	13	0	46,43

лучение асептической культуры [3, 8, 10, 11].

На этом этапе важно добиться полного удаления патогенных микроорганизмов на поверхностных тканях первичных эксплантов путем проведения стерилизации растительного материала [12-14]. Соблюдение технологии при введении в культуру и стерилизации первичных эксплантов во многом определяет качество и категорию посадочного материала, получаемого на выходе.

Помимо качественной стерилизации, успех выращивания растений *in vitro* заключается в правильном подборе исходного материала, времени года для его получения, его размере, соотношении гормонов и генотипа растения [15-19].

В связи с генетической специфичностью морфогенеза у сортов винограда разного происхождения, существует необходимость в совершенствовании технологии для каждого конкретного генотипа, что обеспечит высокий коэффициент размножения с сохранением генетической идентичности.

**Цель работы:** изучение особенностей морфогенеза подвоев винограда в системе *in vitro* на этапе получения асептической культуры.

#### Материалы и методы

В качестве материала для исследований использовалась однолетняя лоза подвоев Феркаль и Гравесак (клоны №11 и 12), заготовленная из визуально здоровых маточных кустов. Для получения первичных эксплантов лозу проращивали в стеклянных сосудах с водопроводной водой в комнатных условиях ( $t +20-22^{\circ}\text{C}$ , влажность 60-65 %) в течение 1-2-х месяцев. Образовавшиеся зеленые побеги отсекали, удаляли листья, разрезали на 1-2 глазковые экспланты, и помещали в стеклянные биксы.

В процессе исследований использовали как принятые в биотехнологии методы, так и методы, разработанные в отделе селекции института «Магарач» [20, 21].

Операции по стерилизации материала, дальнейшим посадкам на питательные среды проводили в ламинарном боксе. Стерилизацию осуществляли

96%-ным этиловым спиртом-ректификатом – 40 с и диацидом в течение 8 мин. с последующей 3-кратной промывкой автоклавированной дистиллированной водой в течение 15 мин. согласно методике. После механических операций экспланты высаживали в культуральные сосуды на модифицированную среду MS [22]. Для индукции побегообразования в среду добавляли разные концентрации цитокинина: 6-бензиламинопурина (БАП): 0,2 мг/л; 0,4 мг/л и 0,6 мг/л. Для укоренения образовавшиеся побеги пересаживали на среду РG, содержащую ауксин:  $\alpha$ -нафтилуксуную кислоту (НУК) в концентрации 0,05 мг/л [23]. Культивирование растений осуществлялось на свету при 16-часовом фотопериоде интенсивностью 1500 люкс и температуре  $+27^{\circ}\text{C}$ .

#### Обсуждение результатов исследований

Для введения в условия *in vitro* эксплантов побегов подвоя Гравесак 11 использовали три варианта сред с разной концентрацией БАП (табл. 1). Отрицательным фактором, отмеченным на всех средах, было образование каллуса у основания экспланта побега. На среде с 0,6 мг/л БАП на всех эксплантах у основания побега образовывался рыхлый каллус без побегообразования. На среде с 0,2 мг/л образовывались тонкие слабые нежизнеспособные побеги. Оптимальной была концентрация БАП 0,4 мг/л, на данной среде образовывался каллус у основания побега, но при этом индуцировалось развитие нескольких побегов на одном узле.

В дальнейшем материал остальных подвоев высаживали только на среду с концентрацией БАП 0,4 мг/л (табл. 2).

По итогам введения лучшие результаты по скорости побегообразования показал подвой Феркаль. Так, побеги этого подвоя в среднем образовывались на 12-14 день после введения первичного экспланта в условия *in vitro*, в то время как у подвоев Гравесак 11 и Гравесак 12 побеги образовывались лишь на 15-17 день.

По количеству образовавшихся побегов лучший результат получен по подвою Гравесак 12 – всего развилось 28 побегов. Учитывая, что растения данного

подвоя чаще всего образовывали более 1 побега на узле, процент побегообразования составил 121,74%. При этом на укоренение было пересажено лишь 13 побегов, поскольку остальные были слабо жизнеспособны и склонны к отмиранию. По подвою Гравесак 11 были получены аналогичные результаты, процент побегообразования составил 71,43%, получено 15 побегов, 5 из которых были высажены на укоренение. Подвой Феркаль показал самый низкий процент побегообразования – 56,52%. Так, по данному подвою всего образовалось 13 побегов, по 1 на узле, 10 из которых были пересажены на укоренение. Согласно полученным данным, доля укорененных побегов растений подвоя Феркаль составила 76,92%, а по подвоям Гравесак 11 и Гравесак 12 – была менее 46% (рис. 1). Таким образом, несмотря на высокие показатели побегообразования, подвой Гравесак 11 и Гравесак 12 заметно уступают подвою Феркаль по укоренения побегов.

На узле первичного экспланта подвоя Феркаль, как правило, образовывался один мощный, быстрорастущий побег с крупными листьями, характеризую-

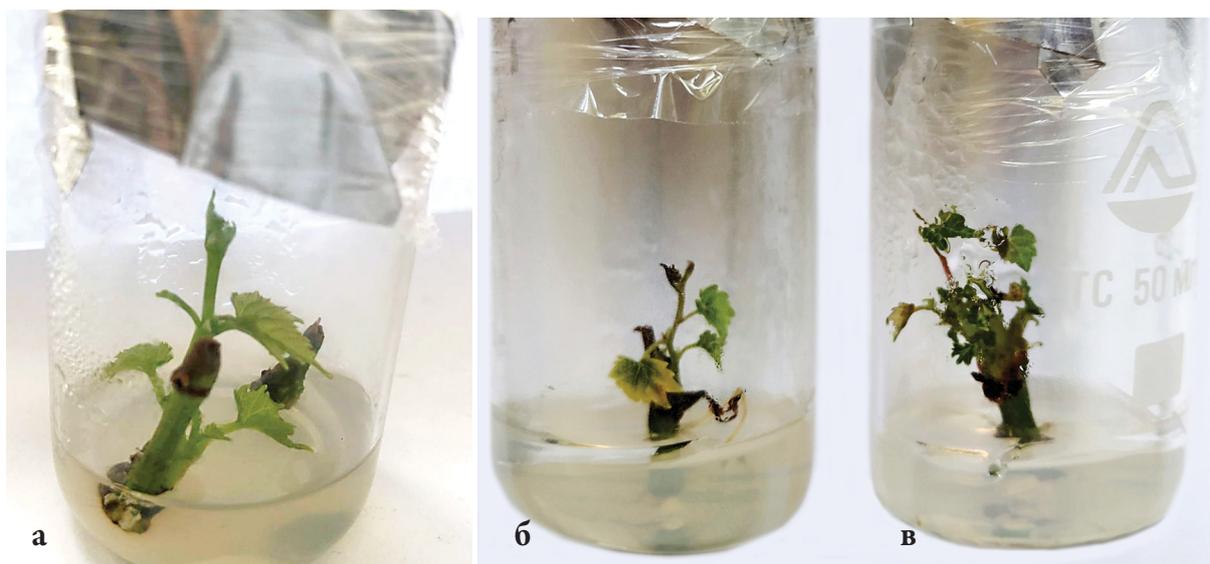
щийся линейным ростом (рис. 2).

У растений подвоя Гравесак отмечен кустообразный рост побегов. Кроме того, побеги образовывались тонкие, нитевидные, с мелкими недоразвитыми

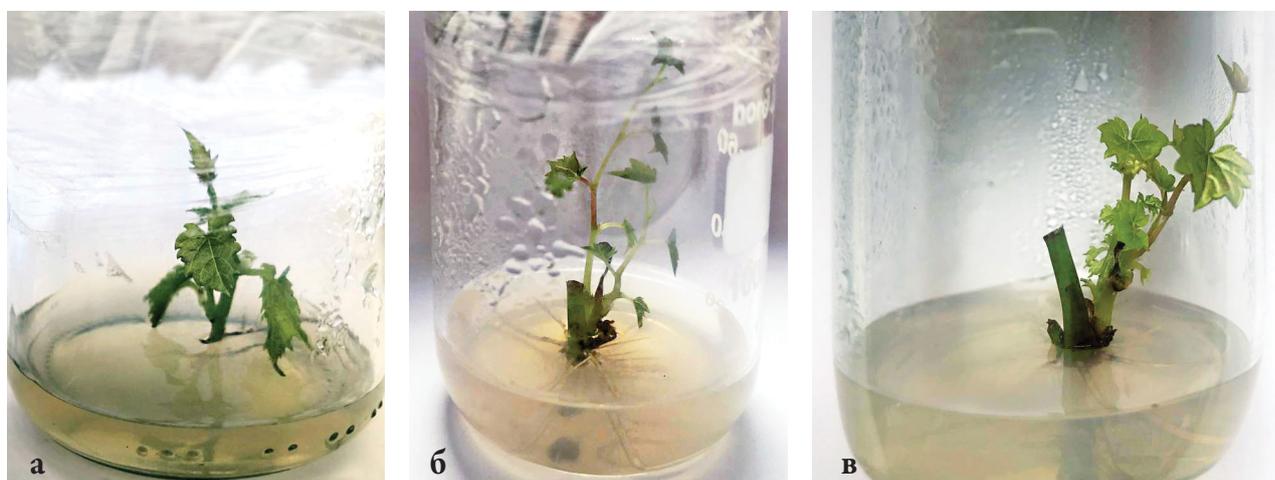


**Рис. 1.** Динамика морфогенеза подвоев на этапе получения асептической культуры

**Fig. 1.** Dynamics of rootstock morphogenesis at the stage of obtaining an aseptic culture



**Рис. 2.** Образование побегов из почек первичного экспланта: а – Феркаль; б – Гравесак 11; в – Гравесак 12  
**Fig. 2.** Formation of shoots from the primary explant buds: а – 'Ferkal'; б – 'Gravesac 11'; с – 'Gravesac 12'



**Рис. 3.** Укоренение побегов: а – Феркаль; б – Гравесак 11; в – Гравесак 12  
**Fig. 3.** Rooting of shoots: а – 'Ferkal'; б – 'Gravesac 11'; с – 'Gravesac 12'

листьями. Позже отмечалось отмирание части побегов и замещение их новыми побегами, образующимися на одном узле.

Пересадка со среды для введения на среду для размножения осуществлялась двумя приемами: срезанием побега с первичного экспланта и его пересадкой и пересадка с участком первичного экспланта (рис. 3). Применение первого приема целесообразно для подвоя Феркаль, который образует достаточно мощные и жизнеспособные побеги, способные к самостоятельному укоренению.

Поскольку у подвоя Гравесак формировались слабые побеги, склонные к кущению, а затем к отмиранию, пересадку их на среду для размножения осуществляли с участком первичного экспланта. Было отмечено, что применение данного приема позволяет ускорить процесс размножения, поскольку такое растение быстрее развивает корни, а также наблюдается ускоренное развитие побегов, относительно растений, пересаженных 1 способом. Таким образом, по результатам исследований, данный прием признан приоритетным для растений со слабым побегообразованием.

Укоренение подвоев после пересадки на среду для размножения варьировало от 43,5% у подвоя Феркаль до 23,8% у подвоя Гравесак 11.

### Выводы

На развитие растений в системе *in vitro* оказывает влияние множество факторов. Одним из основных факторов являются биологические особенности сорта, которые определяют модель поведения растений данного сорта в определенных условиях. В результате исследований выявлена сортовая специфичность морфогенеза у подвоев Гравесак 11, Гравесак 12 и Феркаль как на этапе побегообразования, так и укоренения. Подвой отличались по регенерирующей способности почки, укоренению побегов, размерам морфологических структур. Установлено, что питательная среда MS, содержащая БАП в концентрации 0,4 мг/л применима для индукции побегообразования на этапе введения в культуру *in vitro* подвоев, а среда PG, содержащая НУК в концентрации 0,05 мг/л для укоренения образовавшихся побегов. Предстоит, учитывая особенности морфогенеза, выработать стратегию эффективного размножения для каждого отдельного сорта.

### Источник финансирования

Работа выполнена в рамках государственного задания № 0561-2019-0001 и аспирантской работы.

### Financing source

The research was conducted under public assignment No. 0561-2019-0001 and postgraduate work.

### Конфликт интересов

Не заявлен.

### Conflict of interests

Not declared.

### Список литературы

1. Мулюкина Н.А., Зеленинская Н.Н., Джабурия Л.В. Применение методов культуры тканей и органов *in vitro* для размножения исходного клонового материала винограда //

Садоводство и виноградарство. 2013;2:36-40.

2. Ребров А.Н., Дорошко Н.П., Трошин Л.П. Некоторые аспекты создания базисных маточников винограда в условиях Усть-Кундрюченского песчаного массива // Научный журнал КубГАУ. 2018; 135(01):1-22. Doi: 10.21515/1990-4665-135-012. <http://ej.kubagro.ru/2018/01/pdf/12.pdf>
3. Чекмарев Л.А., Олейников Н.П., Лиховской В.В. Методические рекомендации по созданию базовых маточников винограда с использованием метода *in vitro*. Ялта. 2010:1-19.
4. Батукаев А.А., Гаплаев М.Ш. Теоретические и практические основы оздоровления и размножения плодово-ягодных культур и винограда биотехнологическим методом // Актуальные проблемы биотехнологии: оздоровление и размножение плодовых, ягодных, дикорастущих культур винограда. Всероссийская научно-практическая конференция с международным участием. Махачкала. 2019:95-112.
5. Бугаенко Л.А., Иванова-Ханина Л.В. Морфогенез винограда в культуре *in vitro* // Ученые записки Таврического национального университета им. В.И.Вернадского Серия «Биология, химия». Т. 24(63). 2011;2:73-82.
6. Дорошенко Н.П. Оздоровление, клональное микро размножение и депонирование винограда в культуре *in vitro* // «Магараç». Виноградарство и виноделие. 2015;3:49-51.
7. Клименко В.П., Павлова И.А. Оптимизация условий для оздоровления роста и развития растений, полученных с помощью биотехнологических методов // Наукові праці Інституту біоенергетичних культур і цукрових буряків НААН України. Київ, 2012;16:261-264.
8. Jamwal M., Singh B., Sharma N., Kumar R., Sharma A., Sharma R.M., Parmar A.M. *In vitro* regeneration of grape (*Vitis vinifera* L.) cv. 'Perlette'. World Journal of Agricultural Sciences. 2013;9(2):161-166. DOI: 10.5829/idosi.wjas.2013.9.2.1712.
9. Kinfе B., Feyssa T., Bedada G. *In vitro* micropropagation of grape vine (*Vitis vinifera* L.) from nodal culture. African Journal of Biotechnology. 2017;16(43):2083-2091. DOI: 10.5897/AJB2016.15803.
10. Křižan B., Ondrušiková E., Moudrá J. The effect of media composition on multiplication of grape rootstocks *in vitro*. Acta Universitatis Sagriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis. 2012;60(8):141-144. <http://dx.doi.org/10.4236/ajps.2015.611181>.
11. Kwon J.H., Park Y.S., Kim S.H., Heo J.Y. Evaluation of Genetic Stability and Effects of Plant Growth Regulators for *in vitro* Propagation of Underutilized *Vitis amurensis* 'Cheongsan'. Not Bot Horti Agrobo. 2019;47(3):987-994. DOI:10.15835/nbha47311599.
12. Lazo-Javalera M.F., Troncoso-Rojas R., Tiznado-Hernandez M.E., Martinez Tellez M.A., Vargas-Arispuro I., Islas-Osuna M.A., Rivera-Dominguez M. Surface disinfection procedure and *in vitro* regeneration of grapevine (*Vitis vinifera* L.) axillary buds. SpringerPlus 5, 453 (2016). DOI 10.1186/s40064-016-2081-0.
13. Motha K., Singh S.K., Singh R., Ram C., Srivastav M., Verma M.K., Dev R. Comparative *in vitro* propagation of stress tolerant grape (*Vitis* spp.) rootstocks and assessment of clonal fidelity of plantlets. The Horticultural Society of India. 2017;74(3):317-325. DOI: 10.5958/0974-0112.2017.00065.2.
14. Suarez D.L., Celis N., Anderson R.G., Sandhu D. Grape Rootstock Response to Salinity, Water and Combined Salinity and Water Stresses. Agronomy. Switzerland. 2019, 9, 321:1-18. doi:10.3390/agronomy9060321. <https://www>

- researchgate.net/publication/333853060.
15. Tehrim S., Mirza M.Y., Sajid G.M. Comparative study of different growth regulators for efficient plant regeneration in grapes. *Pakistan Journal of Agricultural Research*, 2013;26:275–289.
  16. Toma R.S. Micropropagation response of three grape vines (*Vitis vinifera* L.) cultivars to ferrous, nitrate and growth regulators. *Vegetos An International Journal of Plant Research*. 2018; 31(3):126–131. doi=10.5958/2229-4473.2018.00084.8.
  17. Yancheva S., Marchev P., Yaneva V., Roichev V., Tsvetkov I. *In vitro* propagation of grape cultivars and rootstocks for production of pre-basic planting material. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*. 2018; 24(5):801–806.
  18. Bettoni J.C., Costa M.D., Gardin J.P.P., Kretschmar A.A. and Souza J.A. *In Vitro* Propagation of Grapevine Cultivars with Potential for South of Brazil. *American Journal of Plant Sciences*. 2015;6:1806–1815. <http://dx.doi.org/10.4236/ajps.2015.611181>.
  19. Kumsa F. Factors affecting *in vitro* cultivation of grape (*Vitis vinifera* L.): a review. *International Journal of Agricultural Research, Innovation and Technology*. 2020;10(1):1–5. <https://doi.org/10.3329/ijarit.v10i1.48087>.
  20. Голодрига П.Я., Зленко В.А., Чекмарев Л.А., Бутенко Р.Г., Левенко Б.А., Пилин Н.М. Методические рекомендации по клональному микроразмножению винограда. Ялта: Магарач, 1986: 56 с.
  21. Павлова И.А., Зленко В.А., Волынкин В.А. Применение методов биотехнологии для получения оздоровленного посадочного материала винограда. Сучасний стан та перспектив и розвитку насінництва в Україні: Наукові праці Південного філіалу «Кримський Агротехнологічний університет» Національного аграрного університету. Сімферополь, 2008; 107:161–164.
  22. Murashige T., Skoog F. Revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiol. Plant. Wisconsin*. 1962; 15(3):473–497.
  23. Zlenko V.A., Troshin L.P., Kotikov I.V. An optimized medium for clonal micropropagation of grapevine. *Vitis*. 1995;34:125–126.
- ### Reference
1. Mulyukina N.A., Zelenyanskaya N.N., Dzhaburiya L.V. Application of methods of tissues culture and organs *in vitro* for propagation of the original clonal material of grapes. *Horticulture and viticulture*. 2013;2:36–40 (*in Russian*).
  2. Rebrov A.N., Doroshenko N.P., Troshin L.P. Some aspects of creation of basic mother liquids of grapes in the conditions of Ust-Kundruchensky sandy array. *Scientific Journal of KubSU*. 2018;135(01):1–22. <http://ej.kubagro.ru/2018/01/pdf/12.pdf> (*in Russian*).
  3. Chekmarev L.A., Oleinikov N.P., Likhovskoi V.V. Guidelines for the creation of basic grape nurseries using the *in vitro* method. *Yalta*. 2010:1–19 (*in Russian*).
  4. Batukaev A.A., Gaplaev M.Sh. Theoretical and practical foundations for the improvement and reproduction of fruit and berry crops and grapes by the biotechnological method. Actual problems of biotechnology: improvement and reproduction of fruit, berry, wild crops and grapes. All-Russian scientific and practical conference with international participation. *Makhachkala*. 2019:95–112 (*in Russian*).
  5. Bugayenko L.A., Ivanova-Khanina L.V. Morphogenesis of grapes in culture *in vitro*. *Scientific notes of the Tavricheskiy National University named after V.I. Vernadsky. Series «Biology, chemistry»*. 2011;24(63)-2:73–82 (*in Russian*).
  6. Doroshenko N.P. Sanitation, clonal micropropagation and deposition of grapes in culture *in vitro*. *Magarach. Viticulture and Winemaking*. 2015;3:49–51 (*in Russian*).
  7. Klimenko V.P., Pavlova I.A. Optimization of conditions for the improvement of the growth and development of plants obtained with the help of biotechnological methods. *Scientific works of the Institute of Bioenergetic Cultures and Sugar Beets of the NAAS of Ukraine. Kiev*. 2012;16:261–264 (*in Russian*).
  8. Jamwal M., Singh B., Sharma N., Kumar R., Sharma A., Sharma R.M., Parmar A.M. *In vitro* regeneration of grape (*Vitis vinifera* L.) cv. 'Perlette'. *World Journal of Agricultural Sciences*. 2013;9(2):161–166. DOI: 10.5829/idosi.wjas.2013.9.2.1712.
  9. Kinfе B., Feyssa T., Bedada G. *In vitro* micropropagation of grape vine (*Vitis vinifera* L.) from nodal culture. *African Journal of Biotechnology*. 2017;16(43):2083–2091. DOI: 10.5897/AJB2016.15803.
  10. Křižan B., Ondrušiková E., Moudrá J. The effect of media composition on multiplication of grape rootstocks *in vitro*. *Acta Universitatis Sagriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis*. 2012;60(8):141–144. <http://dx.doi.org/10.4236/ajps.2015.611181>.
  11. Kwon J.H., Park Y.S., Kim S.H., Heo J.Y. Evaluation of Genetic Stability and Effects of Plant Growth Regulators for *in vitro* Propagation of Underutilized *Vitis amurensis* 'Cheongsan'. *Not Bot Horti Agrobo*. 2019;47(3):987–994. DOI:10.15835/nbha47311599.
  12. Lazo-Javalera M.F., Troncoso-Rojas R., Tiznado-Hernandez M.E., Martinez Tellez M.A., Vargas-Arispuro I., Islas-Osuna M.A., Rivera-Dominguez M. Surface disinfection procedure and *in vitro* regeneration of grapevine (*Vitis vinifera* L.) axillary buds. *SpringerPlus* 5, 453 (2016). DOI 10.1186/s40064-016-2081-0.
  13. Motha K., Singh S.K., Singh R., Ram C., Srivastav M., Verma M.K., Dev R. Comparative *in vitro* propagation of stress tolerant grape (*Vitis* spp.) rootstocks and assessment of clonal fidelity of plantlets. *The Horticultural Society of India*. 2017;74(3):317–325. DOI: 10.5958/0974-0112.2017.00065.2.
  14. Suarez D.L., Celis N., Anderson R.G., Sandhu D. Grape Rootstock Response to Salinity, Water and Combined Salinity and Water Stresses. *Agronomy. Switzerland*. 2019, 9, 321:1–18. doi:10.3390/agronomy9060321. <https://www.researchgate.net/publication/333853060>.
  15. Tehrim S., Mirza M.Y., Sajid G.M. Comparative study of different growth regulators for efficient plant regeneration in grapes. *Pakistan Journal of Agricultural Research*, 2013;26:275–289.
  16. Toma R.S. Micropropagation response of three grape vines (*Vitis vinifera* L.) cultivars to ferrous, nitrate and growth regulators. *Vegetos An International Journal of Plant Research*. 2018; 31(3):126–131. doi=10.5958/2229-4473.2018.00084.8.
  17. Yancheva S., Marchev P., Yaneva V., Roichev V., Tsvetkov I. *In vitro* propagation of grape cultivars and rootstocks for production of pre-basic planting material. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*. 2018; 24(5):801–806.
  18. Bettoni J.C., Costa M.D., Gardin J.P.P., Kretschmar A.A. and Souza J.A. *In Vitro* Propagation of Grapevine Cultivars with Potential for South of Brazil. *American Journal of Plant Sciences*. 2015;6:1806–1815. <http://dx.doi.org/10.4236/ajps.2015.611181>.
  19. Kumsa F. Factors affecting *in vitro* cultivation of grape (*Vitis vinifera* L.): a review. *International Journal of Agricultural Research, Innovation and Technology*. 2020;10(1):1–5. <https://doi.org/10.3329/ijarit.v10i1.48087>.

doi.org/10.3329/ijar.v10i1.48087.

20. Golodriga P.Ya., Zlenko V.A., Chekmarev L.A., Butenko R.G., Levenko B.A., Piven N.M. Guidelines for clonal micropropagation of grapes. Yalta: VNIIViV «Magarach». 1986:56 p. (*in Russian*).
21. Pavlova I.A., Zlenko V.A., Volynkin V.A. Application of biotechnology methods for obtaining healthy planting material of grapes. Current state and prospects of development of seed production in Ukraine: scientific works of the southern branch

- «Crimean Agrotechnological University» of the National Agrarian University. Simferopol. 2008;107:161-164 (*in Russian*).
22. Murashige T., Skoog F. Revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiol. Plant. Wisconsin*. 1962;15(3):473-497.
23. Zlenko V.A., Troshin L.P., Kotikov I.V. An optimized medium for clonal micropropagation of grapevine. *Vitis*. 1995;34:125-126.

---

### Информация об авторах

Ирина Александровна Павлова, канд. биол. наук, ст. науч. сотр., вед. науч. сотр. лаборатории генетики, биотехнологий селекции и размножения винограда, e-мэйл: pavlovairinal965@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0003-0818-8215>;

Мария Игоревна Косюк, аспирант, мл. науч. сотр. лаборатории генетики, биотехнологий селекции и размножения винограда, e-мэйл: mary\_kosuyk@mail.ru; <https://orcid.org/0000-0002-8565-0082>.

### Information about authors

Irina A. Pavlova, Cand. Biol. Sci, Senior Staff Scientist, Leading Staff Scientist, Laboratory of Grapevine Genetics, Selection Biotechnologies and Propagation; e-mail: pavlovairinal965@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0003-0818-8215>;

Maria I. Kosyuk, Postgraduate, Junior Staff Scientist, Laboratory of Grapevine Genetics, Selection Biotechnologies and Propagation; e-mail: mary\_kosuyk@mail.ru; <https://orcid.org/0000-0002-8565-0082>.

Статья поступила в редакцию 14.02.22, одобрена после рецензии 03.03.2022, принята к публикации 10.03.2022