

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

УДК 582.711.713:635.925(477.41)

**ОСОБЛИВОСТІ МІКРОКЛОНАЛЬНОГО РОЗМНОЖЕННЯ РОСЛИН
РОДУ *PRUNUS SERRULATA* L. ДЛЯ ПОДАЛЬШОГО ВИКОРИСТАННЯ В
МОНОСАДАХ****В. В. ПОЛІЩУК**, доктор сільськогосподарських наук, професор<https://orcid.org/0000-0001-8157-7028>

E-mail: valentin7613@gmail.com

Ю. В. СТРУТИНСЬКА, аспірантка, <https://orcid.org/0000-0002-1859-5802>

E-mail: yuliana-st@ukr.net

Уманський національний університет садівництва[https://doi.org/10.31548/dopovidi4\(104\).2023.011](https://doi.org/10.31548/dopovidi4(104).2023.011)

Анотація. У статті проаналізовано результати досліджень представників роду *Prunus* L. та визначено, що для збереження основних декоративних особливостей їх необхідно розмножувати вегетативним методом. З'ясовано, що для прискореного розмноження цінних селекційних форм використовують мікроклональне розмноження, однак для представників роду *Prunus* L., цей метод є недостатньо досліджений.

З'ясовано, що найефективнішою речовиною для стерилізації при введенні мікропагонів з апікальною меристемою в ізольовану культуру визначено 0,1 %-й водний розчин дихлориду ртуті за експозиції 1,5-2,0 хвилин – 83,7 % стерильних та 72,5 % - життєздатних експлантів.

Визначено, що найвищий вихід життєздатних стерильних експлантів було отримано за введення їх в культуру *in vitro* другій і третій декадах травня та першій декаді червня, здатність до прямого органогенезу яких становив 69,4 %, 76,3% та 58,7%, відповідно. Тому цей термін введення експлантів для роду *Prunus* L. є найкращим. При доборі експлантів та введенні їх у культуру *in vitro* в першій декаді квітня вихід життєздатних стерильних експлантів був найменшим і становив 4,7 %, в другій декаді квітня вихід був більшим на 8,6 % і становив 13,3 %. За введення рослинного матеріалу в культуру в другій та третій декадах червня кількість життєздатних стерильних експлантів зменшувалася на 21,6-41,9 % порівняно з введенням в першій декаді червня.

Досліджено вплив концентрацій і комбінацій регуляторів росту на коефіцієнт розмноження окремих представників роду *Prunus* L. та з'ясовано, що кожен окремий вид потребує індивідуального підбору живильних середовищ. Найвищий коефіцієнт розмноження отримано на середовищі МС-55, який у *P. serrulata* Royal Burgundy та *P. serrulata* Amanogawa становив, відповідно – 6,82 та 6,10. Високий коефіцієнт розмноження 5,75 та 5,57 забезпечили середовища МС-27 та МС-50, за культивування експлантів видів *P. serrulata* Kanzan та *P. serrulata* Kiku Shidare.

Ключові слова: вихідний матеріал, сакура, селекція, сорти, інтродукція, квітування, класифікація, морфологічні ознаки

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

Актуальність.

Спосіб мікроклонального розмноження для багатьох сільськогосподарських рослин розроблено досить добре [1, 2]. Підхід до мікророзмноження було розроблено для дев'яти декоративних видів *Prunus*, *P. americana*, *P. cistena*, *P. glandulosa*, *P. serrulata*'Kwanzan', *P. laurocerasus*, *P. sargentii*, *P. tomentosa*, *P. triloba*, *P. virginiana* 'Schubert' [3]. Однак результатів дослідження, які дали б змогу сформуванню увесь процес розмноження рослин Сакури недостатньо або вони взагалі відсутні. Саме тому, дослідження мікроклонального розмноження представників роду *Prunus* L. є особливо актуальним.

Аналіз останніх досліджень та публікацій. Статеве розмноження (тобто посів насіння) цікаве для експериментів у пошуках нових форм, і це цілком прийнятно при розмноженні видів, але при розмноженні садових форм, не бажано, щоб особливі якості сорту були втрачені. Тому вишні доцільно розмножувати вегетативно з частини материнської рослини – живцями, окуліруванням, щепленням або культурою *in vitro*. У сучасній селекції рослин та насінництві частіше розпочали використовувати методи біотехнології для прискореного розмноження цінних селекційних матеріалів [4].

Спосіб мікроклонального розмноження рослин роду *Prunus* L. в культурі *in vitro* включає наступні

етапи, які необхідно проводити послідовно: стерилізацію рослинного матеріалу, введення в культуру *in vitro*, підбір та оптимізація живильного середовища, одержання рослин-регенерантів та адаптація до умов *in vitro* [5].

Найважливішим етапом розмноження *in vitro* є стерилізація вихідного матеріалу [6]. При виборі речовини для стерилізації необхідно враховувати, щоб вона діяла згубно на всі мікроорганізми за умови мінімального пошкодження тканин [7]. Не менше значення має стерильність власне живильного середовища, а також стерилізація приміщення, посуду, інструментів та допоміжних матеріалів [8].

За розробки живильних середовищ доцільно враховувати, щоклітини органів рослини збільшуються в розмірах унаслідок росту меристематичних клітин, які проходять ряд послідовних етапів: поділу, росту, розтягненням і диференціювання. Необхідно враховувати, що клітини рослин ростуть і розмножуються значно повільніше, ніж клітини мікроорганізмів, що підвищує вимоги до забезпечення асептичних умов [9].

На сьогодні існує велика кількість живильних середовищ для культивування рослинних клітин, тканин і органів в умовах *in vitro*. Перші спроби ініціювання ізольованих культур рослинних клітин датовані останніми

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

десятиліттями 19-го та 20-го сторіччя і пов'язані з іменами таких видатних вчених як К. Reehinger (1893), Х. Fencing (1893), G. Gaberland (1902), Н. Vöchting (1892) [10]. Найбільш успішний період у розвитку цього методу почався з робіт R. Gautheret (1932) і F. White (1931), які показали здатність калюсів і тканин рослинних пухлин до необмеженого росту при перенесенні на свіжі живильні середовища [11].

При розмноженні деревних рослин мікроклональним способом *in vitro*, найчастіше використовують середовища Мурасіге і Скуга [12] з відповідною їх модифікацією.

Клітини і тканини рослин в культурі *in vitro* живляться переважно гетеротрофно, оскільки процес фотосинтезу в таких умовах пригальмовується, що збільшує значення вуглеводів у середовищі. Сахароза та глюкоза є найпоширенішими джерелами вуглеводів, які використовують в середовищах для культивування *in vitro* рослин [13].

Успіх мікроклонального розмноження рослин в значній мірі залежить від вибору оптимального живильного середовища та співвідношення ауксинів та цитокініну ньому для кожного етапу розмноження [14, 15].

Метою дослідження було удосконалення окремих етапів біотехнологічного процесу, а саме: підбір умов стерилізації рослинного

матеріалу (індивідуально для кожного генотипу), типів експлантів, компонентів живильного середовища період введення в культуру.

Матеріали і методи дослідження. Дослідження проводили упродовж 2021-2023 років в лабораторії біотехнології Уманського національного університету садівництва та Національному дендрологічному парку «Софіївка» НАН України. За вихідний матеріал для введення *in vitro* представників роду *Prunus* L. використовували пагони з апікальною меристемою завдовжки 1,0–1,5 см, які були взяті з 3–5 річних рослин.

Дослідження проводили відповідно до загальноприйнятих методик [1, 5, 9]. Перед стерилізацією експлантів їх промивали проточною водою. Після цього експланти занурювали у водний розчин стерилізатора та тричі ополіскували у дистильованій воді. У розчин стерилізатора додавали 1–2 краплі Твину-80 для його ефективнішої дії. Розчин стерилізатора включав: 2,5 % гіпохлорит натрію (NaOCl), 0,1 % дихлорид ртуті (HgCl₂) та 1,0 % нітрат срібла (AgNO₃). Після промивання у стерильній воді експланти висаджували на модифіковане живильне середовище Мурасіге-Скуга (МС).

Результати досліджень та їх обговорення. Упродовж 7 діб

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

визначали ефективність стерилізації, підраховували кількість стерильних та інфікованих експлантів по кожному варіанту. Життєздатність експлантів оцінювали через 25 діб. Найбільший відсоток стерильних мікропагонів (69,8–83,7 %) одержано при стерилізації у 0,1 % HgCl_2 , за експозиції при стерилізації упродовж

1-1,5 хв. у тому числі 63,2–72,5 % було життєздатних, у яких спостерігали явище прямого органогенезу. Доцільно зазначити, що при збільшенні часу стерилізації HgCl_2 до 2,0 хв. експланти втрачали свою життєздатність і були непридатні для подальшого культивування (рис. 1).



Рис. 1. Ефективність стерилізації експлантів рослин роду *Prunus* L.

Стерилізація в 2,5 % розчині гіпохлорит натрію (NaOCl) не забезпечила високого відсотку стерильних життєздатних мікропагонів за всіх експозицій. За стерилізації експлантів в розчині 1,0 % нітрату срібла (AgNO_3) кількість стерильних пагонів була вищою, ніж за стерилізації в розчині гіпохлорит натрію, але життєздатність їх була найнижчою, порівняно з іншими стерилізаторами. За стерилізації мікропагонів в 1,0 % нітраті срібла

(AgNO_3) упродовж 2 хв. також отримані добрі результати – вихід стерильних експлантів становив 75,3 %, але лише 21,4 % було життєздатних. Найефективнішою речовиною для стерилізації при введенні мікропагонів з апікальною меристемою в ізолювану культуру визначено 0,1 %-й водний розчин дихлориду ртуті за експозиції 1,5-2,0 хвилин.

Від строку вибору експланта та введення його в культуру залежить успіх мікротонального

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

розмноження, що пов'язано з його онтогенетичним станом та часом введення в культуру (табл. 1). Дослідженнями з'ясовано, що найвищий вихід життєздатних стерильних експлантів було отримано за введення їх в культуру

1. Життєздатність стерильних експлантів залежно від строків введення, %

Вид, форма	Дата введення в культуру								
	07.04	13.04	27.04	05.05	19.05	25.05	06.06	16.06	24.06
P.serrulataAmanogawa	22,5	35,6	48,3	67,8	72,7	65,8	54,1	10,0	0,2
P.serrulataKikuShidare	0,6	15,2	36,3	57,1	76,2	82,4	55,1	50,7	25,3
P.serrulataKanzan	18,4	31,0	51,7	59,8	71,5	79,7	65,1	42,5	1,8
P.serrulataRoyalBurgundy	0,3	17,9	39,2	48,5	64,5	79,1	63,6	49,8	33,3
Середнє	4,7	13,3	34,2	52,5	69,4	76,3	58,7	37,1	16,8

При доборі експлантів та введенні їх в культуру *in vitro* першій декаді квітня вихід життєздатних стерильних експлантів був найменшим і становив 4,7 %, у другій декаді квітня вихід був більшим на 8,6 % і становив 13,3 %. За введення рослинного матеріалу в культуру у другій та третій декадах червня кількість життєздатних стерильних експлантів зменшувався на 21,6-41,9 %, порівняно з введенням у першій декаді червня.

Підбір оптимального живильного середовища для проліферації, росту і розвитку рослинних організмів в культурі *in vitro* є важливим етапом роботи. Враховуючи важливість співвідношення ауксинів і цитокінінів у живильних середовищах для регульованого морфогенезу нами

in vitro у другій і третій декадах травня та першій декаді червня, здатних до прямого органогенезу, який становив, відповідно – 69,4 %, 76,3 % та 58,7 %. Тому цей термін введення експлантів для роду *Prunus*L. є найкращим.

експлантів залежно від строків

було проведено 48 варіантів балансу цих сполук (табл. 2). У кожному варіанті вивчали у різних співвідношеннях макро- і мікроелементи у складі середовищ за прописами Мурасиге і Скуга та Ллойда і Мак Коуна, а також різний вміст вітамінів і амінокислот в результаті чого попередні досліди, включали близько 250 варіантів модифікації базових середовищ.

З метою пошуку оптимального мінерального живлення життєздатні, стерильні експланти завдовжки 10–15 мм висаджували на живильні середовища з мінеральним складом за прописами Мурасиге і Скуга та Ллойда і Мак Коуна без додавання регуляторів росту. Усього на цьому етапі було висаджено по 50 експлантів на кожне середовище.

2. Вивчені співвідношення вмісту ауксинів і цитокінінів (мг/л)

Сума ауксинів	Сума цитокінінів							
	0	0,1	0,5	1,0	1,5	2,0	2,5	5,0
0	1	2	3	4	5	6	7	8
0,01	9	10	11	12	13	14	15	16
0,05	17	18	19	20	21	22	23	24
0,1	25	26	27	28	29	30	31	32
0,25	33	34	35	36	37	38	39	40
0,5	41	42	43	44	45	46	47	48

Встановлено, що найбільш сприятливим для культивування експлантів є живильне середовище за прописом Мурасиге і Скуга, культивування на якому забезпечило отримання 86,8 % життєздатних експлантів (табл. 3). Усі експланти

мали відмінний стан та були зеленими. Водночас, на живильному середовищі Ллойда і Мак Коуна життєздатних експлантів було у 1,2 рази менше і вони мали задовільний стан і були блідо-зеленими.

3. Життєздатність і якісні характеристики експлантів залежно від мінерального складу живильних середовищ в умовах *in vitro*

Живильне середовище	Кількість життєздатних експлантів, %	Якісна характеристика експлантів
Мурасиге і Скуга	86,8	стан відмінний, зелені, спостерігається зростання
Ллойда і Мак Коуна	71,2	стан задовільний, блідо-зелені, ріст задовільний

За мікроклонального розмноження важливим моментом було пригнічення апікального домінування у експлантів представників роду *Prunus*L. і стимулювання росту пазушних бруньок. З цією метою у живильні середовища МС з вмістом агар-агару 0,7 % та сахарози 3 % додавали 6-бензиламінопурин (6-БАП) у комбінації з іншими регуляторами росту: β -індолилцетовою кислотою

(β -ІОК), β -індолилмасляною кислотою (β -ІМК), гібереліном (A_3).

Ефективність середовищ та коефіцієнта розмноження визначали після четвертого пасажу. Здатність до адвентивної регенерації представників роду *Prunus*L. визначали на шести живильних середовищах, що відібрані дослідним шляхом і які забезпечували б коефіцієнт розмноження більше двох (табл. 4).

4. Вміст фітогормонів у модифікованих живильних середовищах, мг/л

Живильне середовище	6-БАП	β -ІМК	Гіберелін (A_3)
МС-28	0,47	0,07	0,05
МС-36	0,93	0,01	0,00

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

МС-27	1,40	0,01	0,00
МС-50	1,86	0,47	0,00
МС-55	2,33	0,09	0,00
МС-43	4,65	0,09	0,00

У результаті вивчення відібраних живильних середовищ встановлено, що у середньому вусіх вивчених представників роду

Prunus L. найнижчий коефіцієнт розмноження був на середовищі МС-43 і становив 1,24 (рис.2).

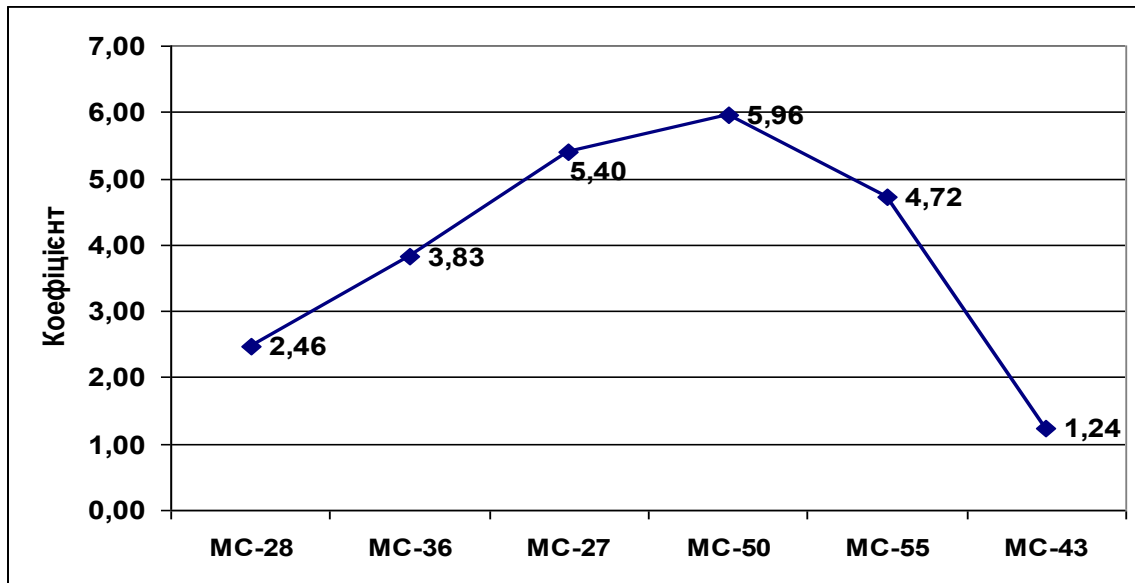


Рис. 2. Коефіцієнт розмноження представників роду *Prunus* L. залежно від вмісту фітогормонів (середнє значення)

На МС-28 спостерігали підвищення коефіцієнта розмноження до 2,46. На середовищі МС-27 було отримано коефіцієнт розмноження 5,40. Найвищий у досліді коефіцієнт розмноження — 5,96, отримали на середовищі МС-50. На середовищі МС-55 даний показник був меншим на 1,24 і становив 4,72.

Дослідженням впливу концентрацій і комбінацій

регуляторів росту на коефіцієнт розмноження окремих представників роду *Prunus*L. встановлено, що кожен окремий вид потребує індивідуального підбору живильних середовищ. Найвищий коефіцієнт розмноження отримано на середовищі МС-55, який у *P. serrulata* Royal Burgundy та *P. serrulata* Amanogawa становив, відповідно – 6,82 та 6,10 (табл. 5).

5. Коефіцієнт розмноження представників роду *Prunus*L. залежно від вмісту регуляторів росту

Вид, форма	МС-28	МС-36	МС-27	МС-50	МС-55	МС-43
<i>P. serrulata</i> Amanogawa	2,52	3,59	4,78	5,31	6,10	2,44
<i>P. serrulata</i> KikuShidare	2,24	2,54	4,58	5,57	5,22	2,16
<i>P. serrulata</i> Kanzan	1,53	2,37	5,75	4,55	5,59	1,24
<i>P. serrulata</i> RoyalBurgundy	2,52	4,47	5,59	5,61	6,82	2,55

Високий коефіцієнт розмноження 5,75 та 5,57 забезпечили середовища МС-27 та МС-50, за культивування експлантів видів *P. serrulata* Kwanzan та *P. serrulata* KikuShidare.

З метою збільшення коефіцієнта розмноження були продовжені дослідження з удосконалення

технології мікроклонального розмноження з впливу джерела вуглеводнів. Для цього у модифіковане живильне середовище МС-55 вводили різні джерела вуглеводнів: цукрозу, глюкозу, фруктозу й мальтозу у кількості від 10 до 40 г/л (табл.6).

6. Морфогенез експлантів представників роду *Prunus*L. залежно від вмісту джерел вуглеводів у модифікованому живильному середовищі МС-55 (данні середні)

Джерело вуглеводів та їх вміст, %	Кількість експлантів шт.	Середня кількість пагонів, шт.	Середня довжина пагона, см
Цукроза			
1,0	92	4,3±0,21	1,5±0,07
2,0	85	5,7±0,38	4,4±0,22
3,0	89	6,2±0,36	8,0±0,40
4,0	91	2,0±0,10	7,3±0,37
Глюкоза			
1,0	55	3,6±0,19	0,8±0,05
2,0	69	5,7±0,33	4,4±0,22
3,0	61	6,7±0,33	6,9±0,34
4,0	70	4,4±0,22	5,8±0,29
Фруктоза			
1,0	63	2,1±0,11	2,6±0,13
2,0	88	4,9±0,34	3,6±0,19
3,0	55	5,7±0,43	6,0±0,45
4,0	90	1,3±0,07	4,7±0,23
Мальтоза			
1,0	35	3,2±0,16	2,6±0,13
2,0	70	4,8±0,29	4,0±0,20
3,0	34	4,9±0,30	7,2±0,36
4,0	81	5,5±0,37	4,7±0,24

Максимальна кількість пагонів ($6,7 \pm 0,33$) була отримана з включенням у живильне середовище 3% глюкози. Включення у живильне середовище 3 % цукрози також забезпечило отримання максимальної кількості пагонів – $6,2 \pm 0,36$.

Найменшу кількість пагонів ($1,3 \pm 0,07$) було отримано за додавання 4 % фруктози. Висока частота регенерації пагонів відмічена на рівні 3 % глюкози і сахарози, але достовірно більшу кількість пагонів було отримано лише з включенням у живильне середовище 3 % глюкози, що є підставою для подальшого вивчення глюкози у різних середовищах. За включення в середовище мальтози, найбільшу кількість пагонів ($5,5 \pm 0,37$) отримано за її вмістом 4 %.

Довжина пагонів пробіркових рослин менш важлива, ніж їх кількість, однак цей показник вивчали для повнішого уявлення про фізіологічну дію різних джерел вуглеводів на ріст і розвиток представників роду *Prunus* L. у культурі *invitro*. Найдовші пагони, отримано на середовищі МС-55, з додаванням 3 % цукрози, довжина яких становила $8,0 \pm 0,40$ см. За включення в живильне середовище інших джерел вуглеводів та цукрози з

іншими концентраціями цей показник був меншим.

Висновки перспективи.

Проаналізувавши отримані результати досліджень, необхідно виділити, що найкращім живильним середовищем є Мурасіге і Скуга, культивування на якому забезпечило отримання 86,8% життєздатних експлантів.

Дослідженнями з'ясовано, що найвищий вихід життєздатних стерильних експлантів було отримано за введення їх в культуру *in vitro* другій і третій декадах травня та першій декаді червня, *здатність до прямого органогенезу яких становив 69,4 %, 76,3 % та 58,7 %, відповідно.*

З'ясовано, що кожен окремий вид потребує індивідуального підбору живильних середовищ. Найвищий коефіцієнт розмноження отримано на середовищі МС-55, який у *P. serrulata* Royal Burgundy та *P. serrulata* Amanogawa становив, відповідно – 6,82 та 6,10.

Максимальна кількість пагонів ($6,7 \pm 0,33$) була отримана з включенням у живильне середовище С-55, глюкози – 3 %. Включення в живильне середовище 3 % цукрози також забезпечило отримання максимальної кількості пагонів – $6,2 \pm 0,36$.

Список використаних джерел

1. Khan I. Md., Ahmad N., Anis M. The Role of Cytokinin in *invitro* Shoot Production in *Salix tetrasperma* Roxb.: a Tree of Ecological Importance. *Tree – Structure and Function*. 2011.

Vol. 25, № 4. Pp. 577–584. DOI:10.1007/s00468-010-0534-6

2. Read E.P., Bavougian C.M. *In vitro* Rejuvenation of Woody Species. Protocols for Micropropagation of Selected Economically –

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

Important Horticultural Plants.

Methods in Molecular Biology. 2013. Vol. 994. Pp. 383–395.

3. Kalinina A, Brown DC. Micropropagation of ornamental Prunus spp. and GF305 peach, a Prunus viral indicator. *Plant Cell Rep.* 2007. № 26(7). Pp. 927-35. DOI: 10.1007/s00299-007-0315-x. Epub 2007 Feb 24. PMID: 17323085.

4. Подгаєцький А.А., Мацкевич В.В., Подгаєцький А.А. Особливості мікроклонального розмноження видів рослин: монографія. Біла Церква: БНАУ, 2018. 209 с.

5. Kalinina A., Brown D. Micropropagation of ornamental Prunus spp. and GF305 peach, a Prunus viral indicator. *Plant cell reports*. 2007. № 26. 927-35.

6. Krens F.A., D. Jamar The role of explant source and culture conditions on callus induction and shoot regeneration in sugarbeet (*Beta vulgaris* L.). *Journal of Plant Physiology*. 1989. Vol. 134, № 6. P. 651–655.

7. Edwin F. George, Michael A. Hall and Geert-Jan DeKlerk. Plant Propagation by Tissue Culture. 3rd Edition. Volume 1. The Background. *Springer*. 2008. p. 503.

8. Kyte L., John G. Kleyn. Plants from test tubes: an introduction to micropropagation. Portland: Timber Press, 1996. 240 p.

9. Dagla H.R. Plant tissue culture. 2012. Reson 17. Pp. 759–767.

10. Опалко А.І. Опалко О.А. Використання методів біотехнології. Селекція плодівих і овочевих культур: навч. посіб. : Ч. 1. : Загальні основи селекції городніх рослин [для студ. вищ. навч. закл.] / за ред. А.І. Опалка. Умань: НДП «Софіївка» НАН України, 2012. С.201–233.

11. Steward F. C., Mapes, M. O. Morphogenesis and Plant Propagation in Aseptic Cultures of Asparagus. *Botanical Gazette*. 1971. № 132(1). Pp. 70–79.

12. Murashige, T., Skoog, F. A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue culture. *Physiology of plant*. 1962. Vol. 15. № 13. Pp. 473–497.

13. Sridhar T.M., Naidu C.V. Effect of different carbon sources on *in vitro* shoot regeneration of *Solanum nigrum* (Linn.). An important anti-ulcer medicinal plant. *Journal of phytology*. 2011. Vol.3, №2. P.78–82.

14. Pevalek-Kozlina B., Jelaska S. Microclonal propagation of Prunus avium L. *Acta Hort.* 1987. № 212. Pp. 599-602 DOI: 10.17660/ActaHortic.1987.212.98

15. Yi J., Lee G., Chung, J., Lee Y., Gwag J., Lee, S. Efficient Micropropagation of Pear Germplasm Using Shoot Tips and Nodal Explants. *Korean Journal of Plant Resources*. 2015. № 28(6). Pp. 690–696. DOI:10.7732/KJPR.2015.28.6.690

References

1. Khan I. Md., Ahmad N., Anis M. (2011) The Role of Cytokinin in *in vitro* Shoot Production in *Salix tetrasperma* Roxb.: a Tree of Ecological Importance. *Tree – Structure and Function*. Vol. 25, № 4. Pp. 577–584. DOI: 10.1007/s00468-010-0534-6

2. Read E.P., Bavougian C.M. (2013) *In vitro* Rejuvenation of Woody Species. Protocols for Micropropagation of Selected Economically – Important Horticultural Plants. *Methods in Molecular Biology*. Vol. 994. Pp. 383–395.

3. Kalinina A, Brown D.C. (2007) Micropropagation of ornamental Prunus spp. and GF305 peach, a Prunus viral indicator. *Plant Cell Rep.* № 26(7). Pp. 927-35. DOI: 10.1007/s00299-007-0315-x. Epub 2007 Feb 24. PMID: 17323085.

4. Podhaietskyi A.A., Matskevych V. V., Podhaietskyi A.A. (2018) Features of microclonal reproduction of plant species: monograph. Bila Tserkva : BNAU. 209 s.

5. Kalinina A., Brown D. (2007) Micropropagation of ornamental Prunus spp. and GF305 peach, a Prunus viral indicator. *Plant cell reports*. № 26. 927-35.

6. Krens F.A., Jamar D. (1989) The role of explant source and culture conditions on callus induction and shoot regeneration in sugarbeet (*Beta vulgaris* L.). *Journal of Plant Physiology*. Vol. 134, № 6. P. 651–655.

7. Edwin F. George M. A. (2008) Hall and Geert-Jan DeKlerk. Plant Propagation by Tissue Culture. 3rd Edition. Volume 1. The Background. *Springer*. 503 p.

8. Kyte L., Kleyn J. G. (1996) Plants from test tubes: an introduction to micropropagation. Portland: Timber Press, 240 p.

9. Dagla, H.R. (2012) Plant tissue culture. Reson 17. Pp. 759–767.

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

10. Opalko A.I. Opalko O.A. (2012) Use of biotechnology methods. Selection of fruit and vegetable crops: navch. posib.: Ch. 1.: Zahalnosnovyseleksiiorodnikhroslyn [dliastud. vyshch. navch. zakl.] / zared. A.I. Opalka. Uman: NDP «Sofiiivka» NAN Ukrainy. S.201–233.

11. Steward, F. C., & Mapes, M. O. (1971) Morphogenesis and Plant Propagation in Aseptic Cultures of Asparagus. *Botanical Gazette*. № 132(1). Pp. 70–79.

12. Murashige, T., Skoog, F. (1962) A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue culture. *Physiology of plant*. Vol. 15. № 13. Pp. 473–497.

13. Sridhar T.M., Naidu C.V. (2011) Effect of different carbon sources on *in vitro* shoot regeneration of *Solanum nigrum* (Linn.). An important antiulcer medicinal plant. *Journal of phytology*. Vol.3, №2. P.78–82.

14. Pevalek-Kozlina B., Jelaska, S. (1987) Microclonal propagation of *Prunus avium* L. *Acta Hort.* № 212. Pp. 599–602 DOI: 10.17660/ActaHortic. 212. 98

15. Yi J., Lee G., Chung J., Lee Y., Gwag J., Lee, S. (2015) Efficient Micropropagation of Pear Germplasm Using Soot Tips and Nodal Explants. *Korean Journal of Plant Resources*. № 28(6). Pp. 690–696. DOI: 10.7732/KJPR.2015.28.6.690

FEATURES OF MICROCLONAL PROPAGATION OF PLANTS OF THE GENUS *PRUNUS SERRULATA* L. FOR FURTHER USE IN MONOSACHES

V. V. Polishchuk, Y. V. Strutynska

Abstract. *The article analyses the results of the research and reveals that representatives of the genus Prunus L. should be propagated vegetatively to preserve their desirable characteristics. It has been found that micro clonal propagation is used for accelerated reproduction of valuable breeding forms, but this method has not been sufficiently studied for representatives of the genus Prunus L.*

It was found that the most effective substance for sterilization when introducing micropropagules with apical meristem into an isolated culture was a 0.1 % aqueous solution of mercuric dichloride at an exposure of 1.5-2.0 minutes - 83.7 % of sterile and 72.5 % of viable explants. The research revealed that the highest yield of viable sterile explants was obtained when they were introduced into in vitro culture in the second and third decades of May and the first decade of June, capable of direct organogenesis, which was, respectively, 69,4%, 76,3 % and 58,7 %. Therefore, this time of introduction of explants for the genus Prunus L. is the best. When explants were selected and introduced into in vitro culture in the first decade of April, the yield of viable sterile explants was the lowest and amounted to 4.7 %, in the second decade of April the yield was higher by 8.6% and amounted to 13.3 %. During the introduction of plant material into the culture in the second and third decades of June, the number of viable sterile explants decreased by 21.6-41.9% compared to the introduction in the first decade of June.

*The study of the influence of concentrations and combinations of growth regulators on the reproduction ratio of individual members of the genus Prunus L. established that each individual species requires an individual selection of nutrient media. The highest multiplication factor was obtained on the MC-55 medium, which was 6,82 and 6,10 in *R. serrulata* Royal Burgundy and *R. serrulata* Amanogawa, respectively. A high multiplication factor of 5,75 and 5,57 was provided by MC-27 and MC-50 media for the cultivation of explants of *P. serrulata* Kanzan and *P. serrulata* Kiku Shidare species.*

Поліщук В. В., Струтинська Ю. В.

Key words: *source material, sakura, selection, varieties, introduction, flowering, classification, morphological features.*