

ОСОБЛИВОСТІ РІЗНИХ МЕТОДІВ ВЕГЕТАТИВНОГО РОЗМНОЖЕННЯ ХМЕЛЮ (*HUMULUS LUPULUS* L.)**Н. О. Яремко**

кандидат сільськогосподарських наук

Інститут садівництва НААН України (м. Київ, Україна)

e-mail: nadiiayaremko@gmail.com; ORCID ID: <https://orcid.org/0000-0003-2895-0166>**В. В. Таснчук**

аспірант

Інститут агроєкології і природокористування НААН (м. Київ, Україна)

e-mail: vladtaenchuk@ukr.net; ORCID ID: <https://orcid.org/0009-0008-8270-9799>

У статті проведено порівняння різних методів вегетативного розмноження хмелю (*Humulus lupulus* L.). Традиційно рослина розмножується фрагментами кореневища або трав'янистими стеблами. Найбільшим недоліком цих способів вегетативного розмноження є високі ризики інфікування вірусними хворобами та іншими патогенами. З'ясовано, що найбільша кількість досліджень щодо традиційних методів вирощування саджанців хмелю здійснена такими науковцями: В. Н. Howard, Л. Н. М. Brighenti, М. F. S. Santos, А. Hassanein, Е. N. Gomes, М. М. Fagherazzi, J. J. Guimarães, V. B. Sommer, D. Guerreiro, L. Reis, М. Р. Machado, J. Miola. За останні кілька років у зв'язку з відновленням галузі хмелярства зріс попит на безвірусний садивний матеріал хмелю завдяки його багатоцільовому використанню. Доведено актуальність біотехнологічних методів, що забезпечують виробництво оздоровленого садивного матеріалу. Створення здорового садивного матеріалу базується на використанні методу культури ізолюваних тканин та органів. Основними перевагами мікроклонального розмноження є високий коефіцієнт розмноження, генетична однорідність і фітосанітарна чистота. Біотехнологія розмноження хмелю у світі та в Україні почала інтенсивно розвиватися наприкінці 80-х років. Цим напрямом досліджень у світі займалися S. J. Vine та O. P. Jones, R. Gippert та ін., А. N. Adams, S. Kubo та ін., G. Samyn і W. Welvaert, G. Probasco і S. Winslow, P. Svoboda, J. Farago і M. Nestakova, а в Україні — Б. Ф. Кормільцев, А. А. Клюваденко, М. Д. Мельничук, В. Б. Ковальов, Т. І. Козлик, Н. П. Ратошнюк, Л. В. Проценко та ін. За допомогою меристемної культури рослинного матеріалу в 1996 році В. А. N. Adams та ін. описали успішне знищення латентного віроїда хмелю (HLVd), що є надзвичайно шкодочинним. Встановлено, що при створенні протоколів мікроклонального розмноження хмелю багато дослідників приділяють увагу вивченню впливу регуляторів росту рослин, їхніх концентрацій і різних комбінацій, форм заліза та джерел вуглецю в складі поживних середовищ. Визначено, що на сьогодні відсутній загальнодоступний протокол мікроклонального розмноження хмелю для широкого спектру сортів, оскільки кожний сорт потребує індивідуальних складових поживного середовища. Доведено, що саме методи культури тканин можуть забезпечити широкомасштабне розмноження здорового та генетично однорідного рослинного матеріалу незалежно від пори року.

Ключові слова: вирощування, кореневища, трав'янисті живці, *in vitro*, мікророзмноження, здоровий садивний матеріал.

ВСТУП

Хміль звичайний (*Humulus lupulus* L.) — багаторічна дводомна витка рослина роду *Cannabaceae*, що росте в районах із помірним кліматом по всьому світу та є однією з основних і традиційних технічних культур зони Полісся. Шишки хмелю є основною сировиною в галузі пивоваріння та у фармацевтичній промисловості [1–4].

Для виробництва пива використовуються лише жіночі рослини через більшу кількість залоз, що виділяють лупулін, який відповідає за смак та аромат напою, діє як природний

консервант і допомагає в утворенні піни [5–8]. Лупулін присутній у більшій кількості в незапліднених жіночих квітках, демонструючи високу гетерозиготність, оскільки вид є дводомним [5; 9]. Таким чином, хоча розмноження хмелю може здійснюватися насінням, кореневищами, трав'янистими живцями або мікророзмноженням, популяції, отримані з насіння, не рекомендуються для промислового вирощування [10–11]. Чоловічі рослини дуже малопродуктивні, а рослини, отримані з насіння, дуже мінливі, втрачають характеристики, пов'язані з господарською цінністю сорту, з якого вони похо-

дять. Розмноження насінням використовується лише для створення популяцій у селекційних програмах генетичного вдосконалення. Отже, *H. lupulus* L., що використовується в промисловому виробництві, розмножується вегетативно, переважно з трав'янистих живців і кореневищ або шляхом мікророзмноження [12–13].

Широке впровадження нових сортів у виробництво сповільнено через низький коефіцієнт розмноження при використанні традиційних методів. Використання біотехнологічних методів розмноження дає змогу підвищувати коефіцієнт розмноження у сотні разів, сприяє збільшенню виробництва сертифікованого садивного матеріалу відповідно до вимог і кон'юнктури ринку хмелю.

Метою статті є систематизація методів вегетативного розмноження хмелю, зокрема макророзмноження (стебловими живцями й кореневищами) та мікророзмноження (*in vitro*), з урахуванням даних академічних дослідницьких баз.

РЕЗУЛЬТАТИ ТА ЇХ ОБГОВОРЕННЯ

Традиційні методи вегетативного розмноження хмелю. Вегетативне розмноження є основним способом розмноження хмелю, що забезпечує отримання клону материнської рослини. Традиційно рослина хмелю розмножується фрагментами кореневища або трав'янистими стеблами (живцями), переважно восени або навесні [13]. Найбільшим недоліком цих способів розмноження є високі ризики інфікування вірусними хворобами та іншими патогенами.

Розмноження кореневищами — один із способів збереження бажаних характеристик, який полягає у використанні рослин віком понад три роки [14]. Однак цей метод потребує розширення площі вирощування для виробників, оскільки рослина дає початок основному кореневищу та малому числу вторинних пагонів і, відповідно, продукує меншу кількість рослин [15]. Живці кореневищ можна висаджувати безпосередньо в ґрунт або садити в горщик, а потім пересаджувати через 6–12 місяців [3; 13; 16]. Обмежена доступність відповідних кореневищ перешкоджає широкому застосуванню цього методу.

Розмноження живцями полягає у використанні частини рослини з принаймні однією брунькою, здатною утворити рослину, ідентичну материнській рослині [10]. Це найпоширеніший метод вегетативного розмноження багатьох трав'янистих або деревних видів. Для успішного проведення цього процесу необхідно враховувати такі фактори, як стан материнської рослини, тип живця, регулятори росту

та умови навколишнього середовища, зокрема освітлення, температуру та вологість повітря і ґрунту [17].

Розмноження хмелю трав'янистими живцями є дуже практичним методом розмноження, оскільки з одного пагона можна отримати кілька живців. Заготовляти їх слід до початку цвітіння, щоб отримати більшу кількість пагонів із бруньками та листям. Живці починають кореневу індукцію приблизно через 15 днів. Після утворення нових пагонів рослини вирощують у теплиці протягом 4–6 тижнів із достатнім зрошенням та удобренням, щоб забезпечити посадку в поле [10].

У літературних джерелах знайдено небагато досліджень, пов'язаних із вегетативним розмноженням хмелю живцями. Так, перші дослідження розмноження хмелю живцями було проведено В. Н. Howard у 1965 р. щодо укорінення живців сорту Eastwell Golding, взятих із різних частин рослини, аналізу впливу різних температур та інтенсивності світла на укорінення в тепличних умовах. Найкращий результат щодо кількості коренів був отриманий у живців з двома вузлами, взятими з середньої частини рослини, тоді як найгірший результат був отриманий у живців із верхньої частини пагона. Найбільша маса кореня була отримана у варіантах без затінення при температурі +27°C [18].

Вивчення впливу освітлення та підживлення 2% розчином сахарози, фруктози та глюкози у співвідношенні 1:1:2 здійснили В. Н. Howard і J. T. Sykes, використовуючи сорт Eastwell Golding, для оцінки формування маси коренів та встановили вплив світла на формування кореневої системи. Одночасно спостерігався позитивний ефект попередньої обробки цукром на загальне вкорінення при низькій інтенсивності світла [19].

Більш сучасні дослідження з розмноження хмелю методом живцювання були опубліковані Е. N. Gomes та ін. у 2018 році, де було оцінено укорінення живців сорту Chinook з різною площею листя в умовах з використанням періодичного туману та за його відсутності. Порівнювали живці з парою цілих листків, парою листків із половинною площею листка, цілим листком, листком із половинною площею листка та без листя. Найвищі відсотки укорінення в середовищі з туманом були отримані з живцями з одним (97,5%), двома цілими листками (92,5%) та двома листками з половинною площею листка (90%). На противагу цьому, відсоток укорінення в дослідженнях Е. N. Gomes та ін. [20], М. М. Fagherazzi та ін., J. J. Guimarães та ін., V. B. Sommer та ін., D. Guerreiro та L. A. Reis був нижчим у середовищі без періодичного туману, і вищим у

живців з одним (62,5%) або двома листками з половиною площею листка (72,5%) та цілим листком (70%). Живці без листя показали вкорінення лише на 2,5%, незалежно від наявності умов штучного туману [10–12; 20–22].

М. М. Fagherazzi зі співавт. випробували різні складки субстрату для вкорінення трав'янистих живців сортів Columbus та Yakima Gold (чисте рисове лушпиння, чистий торф, суміші рисового лушпиння + торфу у співвідношеннях 1:4, 2:3, 1:1, 3:2 та 4:1). Найвищі середні значення відсотка виживання живців були отримані при використанні чистого торфу або сумішей торфу з рисовим лушпинням для сорту Columbus (від 82,5 до 100%) та чистого торфу і всіх сумішей (від 62,5 до 100%), крім суміші 2:1 для сорту Yakima Gold [12].

Науковцями V. B. Sommer та ін., які займалися цим питанням у Бразилії, було досліджено ефективність добрива, яке містило у своєму складі гіберелову кислоту (50 мг/л), індол-масляну кислоту (50 мг/л) та кінетин (90 мг/л) з концентраціями від 0 до 6 мл/л у трав'янистих живцях довжиною від 5 до 10 см [11]. Значні відмінності спостерігалися відносно довжини кореня (квадратична, з максимальною технічною ефективністю близькою до 4 мл/л) та маси кореня (лінійна). Також D. Guerreiro та L. A. Reis оцінили розмноження живцями, обробленими різними природними джерелами регуляторів росту рослин: екстрактом осоки та екстрактом морських водоростей (6 та 12 мл відповідно). Живці, оброблені екстрактом осоки (6 мл), показали 20% виживання, тоді як ті, що оброблені екстрактом морських водоростей та водою (контроль), не показали вкорінення [22].

За даними J. J. Guimarães та ін., розмноження сорту хмелю Cascade живцями в різних складах комерційних субстратів було найбільш ефективним у формуванні коренів і становило 75%, тоді як у комбінаціях із використанням органіки (перегній і свіжий гній) показало укорінюваність у межах 12,5–37,5% [21].

Дослідження з розмноження хмелю методом живцювання, проведені L. H. M. Brighenti та ін., де вивчали одно-, дво- та тривузлуві живці з обробкою біостимулятором SprintAlga TS® (Biolchim), встановили позитивний вплив біостимулятора на укорінення живців, сортову особливість на показник розвитку кореневої системи, зокрема розмір живця. Так, для сорту Cascade кращим є використання живця з однією брунькою, тоді як для сорту Brewer's Gold кількість бруньок не впливала на розвиток кореневої системи. Паралельно досліджували показники діаметра живця та частини пагона (апикальну, медіальну та базальну) на сорті Northern Brewer. Встановлено, що кращими

є живці, взяті з верхньої частини пагона, які мають діаметр живця 1,5 см. Рівень укорінення становив 62,5% [14].

Таким чином, найкращі результати серед традиційних способів розмноження хмелю вказують на використання стеблових живців із двома вузлами, взятих із середньої частини рослини принаймні з одним цілим листком. Живці необхідно розміщувати в середовищі з гарним освітленням і штучним туманом. Однак є потреба в додаткових дослідженнях, пов'язаних із використанням регуляторів росту рослин для вегетативного розмноження хмелю, а також щодо підбору відповідного типу субстрату, що слід використовувати, оскільки було оцінено незначну кількість варіантів. Відсутня інформація про інші методи вкорінення живців, зокрема про вкорінення в гідропонних середовищах, що є досить перспективним. Недостатньо інформації, що стосується виробництва саджанців з кореневищ, а також щодо того, які сорти легше вкорінюються стебловими живцями.

Біотехнологічні методи розмноження хмелю. На сьогодні пропозиція сертифікованих саджанців є обмеженою на ринку України, і виробники вдаються до власного виробництва кореневищ або придбання садивного матеріалу на паралельних ринках, незалежно від генетичної відповідності та фітосанітарної якості [23]. Проте одночасно з використанням традиційних методів розмноження хмелю нині особливої актуальності набувають біотехнологічні методи, що забезпечують виробництво безвірусного садивного матеріалу.

Створення здорового садивного матеріалу базується на використанні методу культури ізолюваних тканин та органів. На відміну від грибних і бактеріальних хвороб, що відносно легко можуть бути усунені методом хемотерапії, меристемні культури є більш надійним методом оздоровлення від вірусів рослин, що розмножуються вегетативно. Суть методу полягає в тому, що в інфікованих рослин меристеми розміром близько 0,1 мм є вільними від вірусів [24–31]. В інших випадках для оздоровлення багатьох видів рослин від вірусів застосовують мікроклональне розмноження верхівковою меристемою з одночасною термотерапією (теплова обробка при +37°C, яка знищує фітовіруси). Проте застосування термотерапії в деяких випадках призводить до пригнічення ростових процесів меристемних рослин, посилення латентної вірусної інфекції [32]. Тому для підвищення ефективності виходу оздоровлених меристемних рослин використовують хемотерапію, яка полягає в додаванні антивірусних препаратів до поживного середовища, на якому культивуються рослини.

Уперше вільний від вірусних інфекцій садивний матеріал жоржини методом меристемних культур одержали французи G. Morel і C. Martin у 1952 році [33]. Через досить тривалий період, у 1996 році, В. А. N. Adams та ін. описали успішне знищення латентного віроїда хмелю (HLVd) за допомогою меристемної культури рослинного матеріалу, що зберігався та культивувався при температурі 2–4°C протягом періодів від 6 до 21 місяця [32].

Світовий досвід практичного використання методу клонального мікророзмноження хмелю свідчить про те, що він може забезпечити потреби країн у здоровому садивному матеріалі в необхідній кількості за досить невеликий проміжок часу. Особливо важливою при цьому є боротьба з вірусними хворобами, які передаються при вегетативному розмноженні рослин, що призводить до значного погіршення якості сировини та зниження урожайності [24; 26; 28; 34–36].

Культура ізольованих апексів, мікроклональне розмноження в умовах *in vitro* дають змогу створити гнучку та мобільну систему виробництва оздоровленого садивного матеріалу. Перевагами цього методу є високий коефіцієнт розмноження (1:500 і більше), можливість здійснювати в лабораторно-тепличних умовах потокове розмноження протягом року, захистити рослини від вірусних, бактеріальних і грибних захворювань, одержувати з одиниці площі максимальну кількість рослин, забезпечити збереження генофонду (пробіркових рослин) протягом тривалого часу [25].

Вирощений безвірусний садивний матеріал насамперед використовується для створення високопродуктивних сортових маточників у дослідних і базових розсадницьких господарствах, а також для створення промислових плантацій, що є найважливішим чинником отримання високих врожаїв і забезпечує довговічність насаджень. Варто зазначити, що культура тканин *in vitro* у галузі хмелярства України вже впроваджується і має позитивні результати, зокрема отримання оздоровленого від патогенів садивного матеріалу [27; 30]. Однак протоколи, що охоплюють кожен етап процесу мікророзмноження для вирощування хмелю, ще не повністю розроблені, з повним контролем змінних, таких як отримання асептичної культури, використання регуляторів росту, типи експлантатів, середовище культивування та поживні компоненти середовищ для вирощування, укорінення та адаптація рослин [15].

Першими вдалими спробами отримання генетично-однорідного садивного матеріалу хмелю були досліді S. J. Vine та O. P. Jones у 1969 році за допомогою методу клонального

мікророзмноження на дослідницькій станції Іст-Моллінг у Великій Британії [37]. Цей підхід виявився дуже успішним і був поширений R. Gippert та ін. у Німеччині [38], A. N. Adams у Великій Британії [31], S. Kubo та ін. у Японії [39], G. Samyn і W. Welvaert у Бельгії [36], G. Probasco і S. Winslow у США [40]. У 1990-х роках метод меристемної культури був застосований для отримання рослин без вірусів також у Чеській Республіці вченим P. Svoboda [41–46] та Словаччині — J. Farago та M. Nestakova [47]. Що стосується досліджень, проведених за цим напрямом в Україні, то більш сучасними є роботи В. Б. Ковальова та ін. [48], А. А. Ключоваденко та ін. [26]. Дещо раніше займалися М. Д. Мельничук та ін. [29], Б. Ф. Кормільцев та ін. [27].

Біотехнологія розмноження хмелю у світі та в Україні почала інтенсивно розвиватися наприкінці 80-х років. Так, P. Svoboda описав утворення калюсу при культивуванні верхніх меристем хмелю при високих концентраціях ауксину NAA та цитокініну — бензиладеніну (BA) та в різних складах поживних середовищ, що містять ІВА та 6-бензиламінопурин (BAP) [45]. Також у 1991 р. ним було оцінено мікророзмноження з експлантатами хмелю [41].

Кількість опублікованих досліджень, присвячених поживним середовищам та отриманню рослин без вірусів, зросла у 1990-х роках. Формування калюсу в середовищах, що містять кінетин, ІАА та GA3, було успішно протестовано P. Svoboda [43–44]. Також P. Svoboda порівнював поживні середовища, що містять ІАА, ІВА, кінетин, BAP та GA3 [45], а у 1995 вивчав вплив ІВА та зеатину на морфогенетичну реакцію ізольованих меристем хмелю [46].

Дещо пізніше D. Batista та ін. встановили протокол для регенерації рослин з калюсу, порівнюючи різні сорти [49], у 1999 році повідомили про створення високопродуктивної системи регенерації хмелю на основі культури калюсу в рідкому середовищі [50], а M. Gurriarán та ін. оцінили пряму та непряму регенераційну здатність двох промислових сортів хмелю [51].

Більш сучасні дослідження зосереджені на вивченні впливу цитокінінів, ауксинів, гібереллової кислоти, форм заліза та джерела вуглецю. Наприклад, цукор відіграє важливу роль у регулюванні росту та розвитку тканин рослин. У тканинній культурі хмелю для кожного сорту хмелю як джерело вуглецю використовуються різні типи цукру [4; 52–53].

За результатами досліджень M. Mafakheri та Y. Hamidoghli рекомендують використовувати поживне середовище MS з вмістом BAP (1 мг/л) та ІАА (0,1 мг/л) для вузлових сегментів та 0,5 мг/л BAP — для верхівок; на етапі уко-

ріння використовувати 1/2MS з додаванням IAA (1 мг/л) [54].

Цитокінін індукуює розвиток пазушних бруньок у багатьох видів рослин. За дослідженнями Т. Hirakawa та S. Tanno встановлено, що утворенню пазушних бруньок у стеблових експлантів хмелю сприяє гіберелова кислота, а застосування цитокінінів посилює їхній ріст [55].

N. Iacuzzi зі співавт. рекомендують використовувати для сорту Cascade поживне середовище MS із застосуванням TDZ (2 мг/л), для укорінення — IAA (1 мг/л), а для адаптації — агроперліт без регуляторів росту [16].

Стосовно українських учених, то цим питанням займалися В. Б. Ковальов, Т. І. Козлик, Н. П. Ратошнюк, Л. В. Проценко, Б. Ф. Кормільцев та ін. [48].

З опрацьованих літературних даних випливає, що основні методи тканинної культури хмелю застосовуються до різних сортів, але відсутня інформація про систему розмноження хмелю для широкого спектру сортів. Також встановлено, що метод мікроклонального розмноження хмелю є перспективним і вирішує низку надзвичайно важливих питань галузі, зокрема забезпечення здоровим садивним матеріалом для створення промислових насаджень із високою продуктивністю та довговічністю.

ВИСНОВКИ

Ефективне ведення галузі хмелярства і створення високопродуктивних плантацій хмелю потребує забезпечення достатньої кількості якісного садивного матеріалу кращих сортів із високою сортоспецифічністю та фітосанітарною чистотою.

Промислове розмноження хмелю традиційно здійснювалося вегетативними методами, зокрема за допомогою кореневищ або трав'янистих живців. На сьогодні для вирішення пи-

тання виробництва саджанців необхідно використовувати сучасні біотехнологічні методи розмноження, оскільки традиційні характеризуються низьким коефіцієнтом розмноження та низкою інших недоліків. Так, виробництво саджанців хмелю лише з живців створює певні труднощі для виробничого сектору через залежність від розмножувального матеріалу, який доступний сезонно, оскільки кореневища перебувають у стані спокою в холодну пору року, а пагін збирається під час збору врожаю, який відбувається ближче до початку осені. Таким чином, мікророзмноження є альтернативою для отримання саджанців незалежно від періоду року, за відносно короткий час та в обмеженому просторі.

Основними перевагами мікроклонального розмноження є високий коефіцієнт розмноження, генетична однорідність і фітосанітарна чистота. За цього способу розмноження сорти показали різну реакцію в середовищі для регенерації, як зазначили A. N. Adams, D. Batista та ін., M. Gurriarán та ін. Тому більшість опублікованих досліджень, пов'язаних із мікророзмноженням, присвячені вивченню використання різних регуляторів рослин (особливо ауксинів і цитокінінів), що застосовуються в різних концентраціях, окремо або в поєднанні. Другою за чисельністю темою обговорення в дослідженнях був тип поживних середовищ, а також методи отримання безвірусних рослин.

Аналіз літературних даних показав, що вирощування садивного матеріалу хмелю потребує переорієнтації напрямів і форм організації його виробництва в бік найменш затратних енергозберігаючих технологій розмноження, а саме технології мікроклонального розмноження. Отже, методи культури тканин можуть забезпечити широкомасштабне розмноження здорового та генетично однорідного рослинного матеріалу хмелю незалежно від пори року.

ЛІТЕРАТУРА

- Behre K. The history of beer additives in Europe — A review. *Vegetation History and Archaeobotany*. 1998. Vol. 8, iss. 1. P. 35–48. DOI: <http://doi.org/10.1007/BF02042841>
- Neve R. A. Hops. New York: Chapman and Hall, 1991. 266 p.
- Rossini F., Virga G., Loreti P. et al. Hops (*Humulus lupulus* L.) as a novel multipurpose crop for the Mediterranean region of Europe: challenges and opportunities of their cultivation. *Agriculture*. 2021. Vol. 11. P. 484. DOI: <http://doi.org/10.3390/agriculture11060484>
- Roy A. T., Leggett G., Koutoulis A. Development of a shoot multiplication system for hop *Humulus lupulus* L. *In Vitro Cellular Developmental Biology-Plant*. 2001. Vol. 37, iss. 1. P. 79–83. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11627-001-0015-0>
- Almaguer C., Schönberger C., Gastl M. et al. *Humulus lupulus* — a story that begs to be told. A review. *Journal of the Institute of Brewing*. 2014. Vol. 120, iss. 4. P. 289–314. DOI: <http://doi.org/10.1002/jib.160>
- Gatica-Arias A., Fagar M. A., Stanke M. et al. Flavonoid production in transgenic hop (*Humulus lupulus* L.) altered by PAP1/MYB75 from *Arabidopsis thaliana* L. *Plant Cell Reports*. 2012. Vol. 31, iss. 1. P. 111–119. DOI: <http://doi.org/10.1007/s00299-011-1144-5>
- Horlemann C., Schwekendiek A., Hohnle M., Weber G. Regeneration and Agrobacterium-mediated transformation of hop (*Humulus lupulus* L.). *Plant Cell Reports*. 2003. Vol. 22, iss. 3. P. 210–217. DOI: <http://doi.org/10.1007/s00299-003-0676-8>

8. Kneen R. Small scale & organic hops production manual. Campinas: Unicamp, 2003. 37 p.
9. Durello R. S., Silva L. M., Bogusz S. Química do lúpulo. *Química Nova*. 2019. Vol. 42, no. 8. P. 900–919. DOI: <http://doi.org/10.21577/01004042.20170412>
10. Lagos F. S., Zuffellato-Ribas K. C., Deschamps C. Vegetative propagation of hops (*Humulus lupulus* L.): historical approach and perspectives. *Semina: Ciências Agrárias*. 2022. Vol. 43, iss. 3. P. 1373–1394. DOI: <http://doi.org/10.5433/1679-0359.2022v43n3p1373>
11. Sommer V. B., Fagherazzi M. M., Santos K. V. T. et al. Aplicação de diferentes doses de Stimulate® para desenvolvimento radicular e vegetativo em mudas de lúpulo (*Humulus lupulus*). Anais do Enbralupulo — Encontro Nacional de pesquisadores e produtores de lúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 1. 2019.
12. Fagherazzi M. M., Santos M. F., Santos K. V. et al. Propagação de estacas de lúpulo sob diferentes substratos. *Jornada da Pós-Graduação e Pesquisa — Congrega Urcamp*. 2018. Vol. 15. P. 1400–1409. URL: <http://revista.urcamp.tche.br/index.php/rcjppg/article/view/2914/2023> (accessed: 18.08.2025).
13. Machado M. P., Gomes E. N., Francisco F. et al. Micropropagation and establishment of *Humulus lupulus* L. plantlets under field conditions at Southern Brazil. *Journal of Agricultural Science*. 2018. Vol. 10, no. 7. P. 275–281. DOI: <http://doi.org/10.5539/jas.v10n7p275>
14. Brighenti L. H. M., Sautchuck S., Malohlava I. T. C. et al. Vegetative propagation of hops (*Humulus lupulus*), effect of biostimulants, size and position of cuttings. *Revista de Ciências Agroveterinárias*. 2023. Vol. 22, no. 4. P. 554–562. DOI: <http://doi.org/10.5965/223811712242023554>
15. Santos M. F. S. Aclimatização de microestacas de diferentes cultivares de lúpulo (*Humulus lupulus* L.) micropropagadas in vitro. Anais do Simpósio Técnico-Científico da Cultura do Lúpulo e II Seminário Técnico da Aprodúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 2019.
16. Iacuzzi N., Salamone F., Farruggia D. et al. Development of a new micropropagation protocol and transfer of *in vitro* plants to *in vivo* conditions for Cascade hop. *Plants*. 2023. Vol. 12, iss. 15. 2877. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants12152877>
17. Hassanein A. Factors influencing plant propagation efficiency via stem cuttings. *Journal of Horticultural Science & Ornamental Plants*. 2013. Vol. 5, iss. 3. P. 171–176. DOI: <https://doi.org/10.5829/idosi.jhsop.2013.5.3.1125>
18. Howard B. H. Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. I. the cutting and its rooting environment. *Journal of Horticultural Science*. 1965. Vol. 40, iss. 3. P. 181–191. DOI: <http://doi.org/10.1080/00221589.1967.11514198>
19. Howard B. H., Sykes J. T. Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. *Journal of Horticultural Science*. 1966. Vol. 41, iss. 2. P. 155–163. DOI: <http://doi.org/10.1080/00221589.1966.11514164>
20. Gomes E. N., Machado M. P., Miola J., Deschamps C. Leaf area and intermittent misting on hop plants propagation by stem cuttings. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. 2018. Vol. 12, no. 2. P. 508–513. DOI: <http://doi.org/10.17584/rcch.2018v12i2.7652>
21. Guimarães J. J., Sousa F. G. G., Sousa R. L. et al. Avaliação quantitativa da produção de mudas de lúpulo Cascade por estaquia e compostos orgânicos. Anais do Enbralupulo — Encontro Nacional de Pesquisadores e Produtores de Lúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 1. 2019.
22. Guerreiro D., Reis L. A. Avaliação da propagação de estacas de lúpulo (*Humulus lupulus* L.) submetidas à diferentes tipos de reguladores de crescimento. Anais do Enbralupulo — Encontro Nacional de Pesquisadores e Produtores de Lúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 1. 2019.
23. Liberatore C. M., Rodolfi M., Beghè D. et al. Adventitious shoot organogenesis and encapsulation technology in hop (*Humulus lupulus* L.). *Scientia Horticulturae*. 2020. Vol. 270, iss. 1. P. 1–8. DOI: <http://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109416>
24. Бойко А. Л., Литвинов Г. С., Кондратюк Е. А. и др. Вирусы и вирусные болезни хмеля, способы борьбы с ними. *Хмелеводство*. 1983. № 12. С. 31–35.
25. Ключащенко А. А. Особливості клонального мікророзмноження, прямої адаптації та переробки перспективних сортів хмелю звичайного (*Humulus lupulus* L.): дис. ... канд. с.-г. наук: 03.00.20. Київ, 2010. 189 с.
26. Ключащенко А. А., Мельничук М. Д. Особливості клонального мікророзмноження хмелю (*Humulus lupulus* L.) на безвірусній основі. *Науковий вісник Ужгородського університету*. 2007. Вип. 21. С. 218–224.
27. Кормільцев Б. Ф., Бойко А. Л., Горшкова Л. Т. Використання методу культури апікальних меристем для оздоровлення хмелю від деяких вірусів. *Хмелярство*. 1992. Вип. 14. С. 20–23.
28. Мельничук М. Д. Проблема карлавірусної інфекції хмелю в Україні. *Науковий вісник Національного аграрного університету*. 1998. № 4. С. 28–33.
29. Мельничук М. Д., Ключащенко А. А., Давиденко О. А. Отримання безвірусного посадкового матеріалу хмелю (*Humulus lupulus* L.) в умовах *in vitro*. *Науковий вісник НАУ*. 2000. Вип. 29. С. 47–52.
30. Мельничук М. Д., Кріпкий О. Є., Бойко А. Л. Біотехнологічний процес одержання рослин хмелю на безвірусній основі. *Доповіді НАН України*. 1996. № 9. С. 139–141.
31. Adams A. N. Elimination of viruses from the hop (*Humulus lupulus*) by heat and meristem culture. *Journal of Horticultural Science*. 1975. Vol. 50. P. 151–160. DOI: <https://doi.org/10.1080/00221589.1975.11514616>
32. Adams B. A. N., Barbara D. J., Morton A., Darby P. The experimental transmission of hop latent viroid and its elimination by low temperature treatment and meristem culture. *Annals of Applied Biology*. 1996. Vol. 128, iss. 1. P. 37–44. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1996.tb07087.x>
33. Morel G., Martin C. Guérison de dahlias atteints d'une maladie à virus. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences*. 1952. Vol. 235. P. 1324–1325.
34. Hataya T., Arimoto R., Suda N., Uyeda I. Molecular characterization of Hop mosaic virus: its serological and

- molecular relationships to Hop latent virus. *Archives of Virology*. 2001. Vol. 146. P. 1935–1948. DOI: <https://doi.org/10.1007/s007050170043>
35. Pasa M. D. S., Carvalho G. L., Schuch M. W. et al. Qualidade de luz e fitorreguladores na multiplicação e enraizamento in vitro da amoreira-preta 'Xavante'. *Ciência Rural*. 2012. Vol. 42, iss. 8. P. 1392–1396. DOI: <http://doi.org/10.1590/S0103-84782012000800010>
 36. Samyn G., Welvaert W. Producing a “nuclear stock” of virus free hop plants. *Med Fac Landbouw Rijksuniv Gent*. 1983. Vol. 48. P. 877–881.
 37. Vine S. J., Jones O. P. The culture of shoot tips of hop (*Humulus lupulus* L.) to eliminate viruses. *Journal of Horticultural Sciences*. 1969. Vol. 44. P. 281–284.
 38. Gippert R., Schmidt H. E., Schmelzer K. Einige Ergebnisse mit Spitzenmeristemkulturen bei Hopfen (*Humulus lupulus* L.). *Archives of Phytopathology and Plant Protection*. 1974. Vol. 10. P. 7–13. DOI: <https://doi.org/10.1080/03235407409431096>
 39. Kubo S., Kagami Y., Nonaka K. Culture of stem tips of the hop and elimination of virus symptoms. *Reports of the Research Laboratories Kirin Brewing*. 1975. Vol. 18. P. 55–62.
 40. Probasco G., Winslow S. The use of shoot-tip culture to eliminate viruses from hop varieties grown in the United States. *MBAA Technical Quarterly*. 1986. Vol. 23. P. 26–31.
 41. Svoboda P. Clonal propagation hops in vitro. *Plant, Soil and Environment*. 1991. Vol. 37, iss. 1. P. 643–648. URL: https://www.researchgate.net/publication/266203478_Clonal_propagation%20hop_in%20vitro (accessed: 21.08.2025).
 42. Svoboda P. Cultivation of isolated hop tops (*Humulus lupulus* L.) in vitro. *Rostlinna Vyroba*. 1992. Vol. 38, iss. 6. P. 523–528.
 43. Svoboda P. Hop callus culture. *Plant, Soil and Environment*. 1992. Vol. 38, iss. 1. P. 961–965. URL: https://www.researchgate.net/publication/266478135_Hop_callus_culture (accessed: 21.08.2025).
 44. Svoboda P. Hop explantate cultures. *Plant, Soil and Environment*. 1992. Vol. 38, iss. 1. P. 107–112. URL: https://www.researchgate.net/publication/264533679_Hop_explantate_cultures (accessed: 22.08.2025).
 45. Svoboda P. Hormonal regulation of the growth of isolated apical meristems of hop (*Humulus lupulus* L.) in vitro. *Plant Production Science*. 1988. Vol. 34, iss. 1. P. 713–716. URL: <https://eurekamag.com/research/001/609/001609292.php> (accessed: 22.08.2025).
 46. Svoboda P. The effect of some regulators on the growth of isolated top meristems of hops (*Humulus lupulus* L.) in vitro culture. *Plant, Soil and Environment*. 1995. Vol. 41, iss. 1. P. 379–381. URL: https://www.researchgate.net/publication/264234734_the_effect_of_some_regulators_on_the_grow_th_of_isolated_top_meristems_of_hops_humulus-lupulus_1_in_in-vitro_culture (accessed: 22.08.2025).
 47. Farago J., Nestakova M. Kultivácia meristémov v in vitro kultúre a produkcia bezvírusovej sadby pri chmeli obyčajnom (*Humulus lupulus* L.). *Zb. 4. odb. sem. “Nové poznatky z genetiky a šľachtenia poľnohospodárskych rastlín”*. 1998, Piešťany. P. 29–31.
 48. Kovalev V. B., Kozlik T. I., Protsenko L. V. et al. Extending and maintaining the in vitro collection of (inter)national hop varieties in Ukraine. *Agricultural Science and Practice*. 2020. Vol. 7, no. 3. P. 61–70. DOI: <https://doi.org/10.15407/agrisp7.03.061>
 49. Batista D., Sousa M. J., Pais M. S. Plant regeneration from stem and petiole-derived callus of *Humulus lupulus* L. (Hop) clone Bragança and var. Brewer's Gold. *In Vitro Cellular & Developmental Biology. Plant*. 1996. Vol. 32, iss. 1. P. 37–41. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02823011>
 50. Batista D., Ascensão L., Sousa J. M., Pais M. S. Adventitious shoot mass production of hop (*Humulus lupulus* L.) var. Eroica in liquid medium from organogenic nodule cultures. *Plant Science*. 1999. Vol. 151, iss. 1. P. 47–57. DOI: [http://doi.org/10.1016/S0168-9452\(99\)00196-X](http://doi.org/10.1016/S0168-9452(99)00196-X)
 51. Gurriarán M., Revill M., Tamés R. Adventitious shoot regeneration in cultures of *Humulus lupulus* L. (hop) cvs. Brewers Gold and Nugget. *Plant Cell Reports*. 1999. Vol. 18, iss. 1. P. 1007–1011. DOI: <https://doi.org/10.1007/s002990050699>
 52. Clapa D., Hârta M. Establishment of an Efficient Micropropagation System for *Humulus lupulus* L. Cv. Cascade and Confirmation of Genetic Uniformity of the Regenerated Plants through DNA Markers. *Agronomy*. 2021. No. 11. 2268. DOI: <https://doi.org/10.3390/agronomy11112268>
 53. De-Souza R., Adams C. R., De-Melo R. C. et al. Growth regulators and their reflection on different hop genotypes cultivated under in vitro conditions. *Brazilian Journal of Biology*. 2021. Vol. 82. e242596. DOI: <https://doi.org/10.1590/1519-6984.242596>
 54. Mafakheri M., Hamidoghli Y. Micropropagation of hop (*Humulus lupulus* L.) via shoot tip and nodal culture. *ISHS Acta Horticulturae* 1236: IV International Humulus Symposium. 2019. P. 31–35. DOI: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2019.1236.5>
 55. Hirakawa T., Tanno S. In vitro propagation of *Humulus lupulus* through the induction of axillary bud development. *Plants*. 2022. Vol. 11, no. 8. 1066. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants11081066>

FEATURES OF DIFFERENT METHODS OF VEGETATIVE PROPAGATION OF HOPS (*HUMULUS LUPULUS* L.)

Yaremko N.

Candidate of Agricultural Sciences

Institute of Horticulture of NAAS (Kyiv, Ukraine)

e-mail: nadiiayaremko@gmail.com; ORCID ID: <https://orcid.org/0000-0003-2895-0166>

Taienchuk V.

Postgraduate student

Institute of Agroecology and Environmental Management of NAAS (Kyiv, Ukraine)

e-mail: vladtaenchuk@ukr.net; ORCID ID: <https://orcid.org/0009-0008-8270-9799>

The article compares different methods of vegetative propagation of hops (*Humulus lupulus* L.). Traditionally, the plant is propagated by rhizome fragments or herbaceous stems. The biggest disadvantage of these methods of vegetative propagation is the high risk of infection with viral diseases and other pathogens. It was found that the largest number of studies on traditional methods of growing hop seedlings was recognized by scientists B.H. Howard, L.H.M. Brighenti, M.F.S. Santos, A. Hassanein, E.N. Gomes, M.M. Fagherazzi, J.J. Guimarães, V.B. Sommer, D. Guerreiro, L. Reis, M.P. Machado, J. Miola. Over the past few years, due to the revival of the hop growing industry, the demand for virus-free hop planting material has increased due to its multipurpose use. The relevance of biotechnological methods that ensure the production of healthy planting material has been proven. The creation of virus-free planting material is based on the use of the method of culture of isolated tissues and organs. The main advantages of microclonal propagation are a high multiplication factor, genetic uniformity and phytosanitary purity. Biotechnology of hop propagation in the world and in Ukraine began to develop intensively in the late 80s. This area of research in the world was engaged in: S.J. Vine & O.P. Jones, R. Gippert et al., A.N. Adams, S. Kubo et al., G. Samyn & W. Welvaert, G. Probasco & S. Winslow, P. Svoboda, J. Farago & M. Nestakova, and in Ukraine — B.F. Kormiltsev, A.A. Klyuvadenko, M.D. Melnychuk, V.B. Kovalev, T.I. Kozlyk, N.P. Ratoshnyuk, L.V. Protsenko and others. Using meristem culture of plant material in 1996, scientists B.A.N. Adams et al. described the successful destruction of the latent hop viroid (HLVd), which is extremely harmful. It was found that when creating protocols for microclonal propagation of hops, many researchers pay attention to studying the influence of plant growth regulators, their concentration and various combinations, the form of iron and the carbon source in the composition of nutrient media. It was noted that today there is no publicly available protocol for microclonal propagation of hops for a wide range of varieties, the latter each variety requires individual components of nutrient media. It has been proven that tissue culture methods can ensure large-scale propagation of healthy and genetically homogeneous plant material regardless of the season.

Keywords: cultivation, rhizomes, herbaceous cuttings, in vitro, micropropagation, healthy planting material.

REFERENCES

- Behre, K. (1998). The history of beer additives in Europe — A review. *Vegetation History and Archaeobotany*, 8(1), 35–48. doi: 10.1007/BF02042841
- Neve, R. A. (1991). Hops. New York: Chapman and Hall.
- Rossini, F., Virga, G., Loreti, P., Iacuzzi N., Ruggeri, R., & Provenzano, M. E. (2021). Hops (*Humulus lupulus* L.) as a novel multipurpose crop for the Mediterranean region of Europe: Challenges and opportunities of their cultivation. *Agriculture*, 11, 484. doi: 10.3390/agriculture11060484
- Roy, A. T., Leggett, G., & Koutoulis, A. (2001). Development of a shoot multiplication system for hop *Humulus lupulus* L. *In Vitro Cellular Developmental Biology-Plant*, 37(1), 79–83. doi: 10.1007/s11627-001-0015-0
- Almaguer, C., Schönberger, C., Gastl, M., Arendt, E. K., & Becker, T. (2014). *Humulus lupulus* — A story that begs to be told: A review. *Journal of the Institute of Brewing*, 120(4), 289–314. doi: 10.1002/jib.160
- Gatica-Arias, A., Fagar, M. A., Stanke, M., Matousek, J., Wessjohann, L., & Weber, G. (2012). Flavonoid production in transgenic hop (*Humulus lupulus* L.) altered by PAP1/MYB75 from *Arabidopsis thaliana* L. *Plant Cell Reports*, 31(1), 111–119. doi: 10.1007/s00299-011-1144-5
- Horlemann, C., Schwekendiek, A., Hohnle, M., & Weber, G. (2023). Regeneration and Agrobacterium-mediated transformation of hop (*Humulus lupulus* L.). *Plant Cell Reports*, 22(3), 210–217. doi: 10.1007/s00299-003-0676-8
- Kneen, R. (2003). Small scale & organic hops production manual. Campinas: Unicamp.
- Durello, R. S., Silva, L. M., & Bogusz, S. (2019). Química do lúpulo. *Química Nova*, 42(8), 900–919. doi: 10.21577/0100-4042.20170412
- Lagos, F. S., Zuffellato-Ribas, K. C., & Deschamps, C. (2022). Vegetative propagation of hops (*Humulus lupulus* L.): Historical approach and perspectives. *Semina: Ciências Agrárias*, 43(3), 1373–1394. doi: 10.5433/1679-0359.2022v43n3p1373
- Sommer, V. B., Fagherazzi, M. M., Santos, K. V. T., Fagherazzi, A. F., Muniz, A. T., Pierezan, H. C., & Rufato, L. (2019). Aplicação de diferentes doses de Stimulate® para desenvolvimento radicular e vegetativo em mudas de lúpulo (*Humulus lupulus*). In Anais do Enbralupulo — Encontro Nacional de pesquisadores e produtores de lúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 1.
- Fagherazzi, M. M., Santos, M. F., Santos, K. V., Rufato, L., & Moreira, M. A. (2018). Propagação de estacas de lúpulo sob diferentes substratos. *Jornada da Pós-Graduação e Pesquisa — Congrega Urcamp*, 15, 1400–1409. Retrieved from <http://revista.urbcamp.tche.br/index.php/rcjgpg/article/view/2914/2023>
- Machado, M. P., Gomes, E. N., Francisco, F., Bernert, A. F., Besspalhok, J. C., & Deschamps, C. (2018). Micropropagation and establishment of *Humulus lupulus* L. plantlets under field conditions at Southern Brazil. *Journal of Agricultural Science*, 10(7), 275–281. doi: 10.5539/jas.v10n7p275

14. Brighenti, L. H. M., Sautchuck, S., Malohlava, I. T. C., Votre, T. C. G., Felini, V. S., Pinto, F. A. M. F., ... Pescador, R. (2023). Vegetative propagation of hops (*Humulus lupulus*), effect of biostimulants, size and position of cuttings. *Revista de Ciências Agroveterinárias*, 22(4), 554–562. doi: 10.5965/223811712242023554
15. Santos, M. F. S. (2019). Aclimatização de microestacas de diferentes cultivares de lúpulo (*Humulus lupulus* L.) micropropagadas in vitro. In Anais do Simpósio Técnico-Científico da Cultura do Lúpulo e II Seminário Técnico da Aprolúpulo. Botucatu, SP, Brasil.
16. Iacuzzi, N., Salamone, F., Farruggia, D., Tortorici, N., Vultaggio, L., & Tuttolomondo, T. (2023). Development of a new micropropagation protocol and transfer of *in vitro* plants to *in vivo* conditions for Cascade hop. *Plants*, 12(15), 2877. doi: 10.3390/plants12152877
17. Hassanein, A. (2013). Factors influencing plant propagation efficiency via stem cuttings. *Journal of Horticultural Science & Ornamental Plants*, 5(3), 171–176. doi: 10.5829/idosi.jhsop.2013.5.3.1125
18. Howard, B. H. (1965). Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. I. the cutting and its rooting environment. *Journal of Horticultural Science*, 40(3), 181–191. doi: 10.1080/00221589.1967.11514198
19. Howard, B. H., & Sykes, J. T. (1966). Regeneration of the hop plant (*Humulus lupulus* L.) from softwood cuttings. *Journal of Horticultural Science*, 41(2), 155–163. doi: 10.1080/00221589.1966.11514164
20. Gomes, E. N., Machado, M. P., Miola, J., & Deschamps, C. (2018). Leaf area and intermittent misting on hop plants propagation by stem cuttings. *Revista Colombiana de Ciências Horticolas*, 12(2), 508–513. doi: 10.17584/rcch.2018v12i2.7652
21. Guimarães, J. J., Sousa, F. G. G., Sousa, R. L., Román, R. M. S., Sarnighausen, V. C. R., Dal Pai, A., & Rodrigues, S. A. (2019). Avaliação quantitativa da produção de mudas de lúpulo Cascade por estaquia e compostos orgânicos. In Anais do Enbralúpulo — Encontro Nacional de Pesquisadores e Produtores de Lúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 1.
22. Guerreiro, D., & Reis, L. A. (2019). Avaliação da propagação de estacas de lúpulo (*Humulus lupulus* L.) submetidas à diferentes tipos de reguladores de crescimento. In Anais do Enbralúpulo — Encontro Nacional de Pesquisadores e Produtores de Lúpulo. Botucatu, SP, Brasil, 1.
23. Liberatore, C. M., Rodolfi, M., Beghè, D., Fabri, A., Ganino, T., & Chiancone, B. (2020). Adventitious shoot organogenesis and encapsulation technology in hop (*Humulus lupulus* L.). *Scientia Horticulturae*, 270(1), 1–8. doi: 10.1016/j.scienta.2020.109416
24. Boyko, A. L., Lytvynov, G. S., Kondratyuk, E. A., Romashev, S. A., & Muzh, G. V. et al. (1983). Viruses and viral diseases of hops, methods of combating them. *Hop growing*, 12, 31–35.
25. Kliuvadenko, A. A. (2010). *The peculiarities of clonal micropropagation, direct adaptation and processing of perspective sorts of hop (Humulus lupulus L.)*. (Candidate dissertation, National University of Life and Environmental Sciences of Ukraine, Kyiv, Ukraine).
26. Kliuvadenko, A. A., & Melnychuk, M. D. (2007). Peculiarities of clonal micropropagation of hops (*Humulus lupulus* L.) on a virus-free basis. *Scientific Bulletin of Uzhgorod University*, 21, 218–224.
27. Kormiltsev, B. F., Boyko, A. L., & Gorshkova, L. T. (1992). Using the method of apical meristem culture for the treatment of hops from some viruses. *Hop Growing*, 14, 20–23.
28. Melnychuk, M. D. (1998). The problem of Karlavirus infection of hops in Ukraine. *Scientific Bulletin of the National Agrarian University*, 4, 28–33.
29. Melnychuk, M. D., Kliuvadenko, A. A., & Davydenko, O. A. (2000). Obtaining virus-free planting material of hops (*Humulus lupulus* L.) *in vitro*. *Scientific Bulletin of the National Academy of Sciences*, 29, 47–52.
30. Melnychuk, M. D., Kripyki, O. E., & Boyko A. L. (1996). Biotechnological process of obtaining hop plants on a virus-free basis. *Reports of the NAS of Ukraine*, 9, 139–141.
31. Adams, A. N. (1975). Elimination of viruses from the hop (*Humulus lupulus*) by heat and meristem culture. *Journal of Horticultural Science*, 50, 151–160. doi: 10.1080/00221589.1975.11514616
32. Adams, B. A. N., Barbara, D. J., Morton, A., & Darby, P. (1996). The experimental transmission of hop latent viroid and its elimination by low temperature treatment and meristem culture. *Annals of Applied Biology*, 128(1), 37–44. doi: 10.1111/j.1744-7348.1996.tb07087.x
33. Morel, G., & Martin, C. (1952). Guérison de dahlias atteints d'une maladie à virus. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences*, 235, 1324–1325.
34. Hataya, T., Arimoto, R., Suda, N., & Uyeda, I. (2001). Molecular characterization of Hop mosaic virus: its serological and molecular relationships to Hop latent virus. *Archives of Virology*, 146, 1935–1948. doi: 10.1007/s007050170043
35. Pasa, M. D. S., Carvalho, G. L., Schuch, M. W., Schmitz, J. D., Torchelsen, M. M., Nickel, G. K., & Camargo, S. S. (2012). Qualidade de luz e fitorreguladores na multiplicação e enraizamento in vitro da amoreira-preta 'Xavante'. *Ciência Rural*, 42(8), 1392–1396. doi: 10.1590/S0103-84782012000800010
36. Samyn, G., & Welvaert, W. (1983). Producing a “nuclear stock” of virus free hop plants. *Med Fac Landbouw Rijksuniv Gent.*, 48, 877–881.
37. Vine, S. J., & Jones, O. P. (1969). The culture of shoot tips of hop (*Humulus lupulus* L.) to eliminate viruses. *Journal of Horticultural Science*, 44, 281–284.
38. Gippert, R., Schmidt, H. E., & Schmelzer, K. (1974). Einige Ergebnisse mit Spitzenmeristemkulturen bei Hopfen (*Humulus lupulus* L.). *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 10, 7–13. doi: 10.1080/03235407409431096
39. Kubo, S., Kagami, Y., & Nonaka, K. (1975). Culture of stem tips of the hop and elimination of virus symptoms. *Reports of the Research Laboratories Kirin Brewing*, 18, 55–62.
40. Probasco, G., & Winslow, S. (1986). The use of shoot-tip culture to eliminate viruses from hop varieties grown in the United States. *MBAA Technical Quarterly*, 23, 26–31.
41. Svoboda, P. (1991). Clonal propagation hops *in vitro*. *Plant Soil and Environment*, 37(1), 643–648. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/266203478_Clonal_propagation%20_hop_in%20_vitro

42. Svoboda, P. (1992). Cultivation of isolated hop tops (*Humulus Lupulus* L.) *in vitro*. *Rostlinna Vyroba*, 38(6), 523–528.
43. Svoboda, P. (1992). Hop callus culture. *Plant Soil and Environment*, 38(1), 961–965. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/266478135_Hop_callus_culture
44. Svoboda, P. (1992). Hop explantate cultures. *Plant, Soil and Environment*, 38(1), 107–112. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/264533679_Hop_explantate_cultures
45. Svoboda, P. (1988). Hormonal regulation of the growth of isolated apical meristems of hop (*Humulus lupulus* L.) *in vitro*. *Plant, Production Science*, 34(1), 713–716. Retrieved from <https://eurekamag.com/research/001/609/001609292.php>
46. Svoboda, P. (1995). The effect of some regulators on the growth of isolated top meristems of hops (*Humulus lupulus* L.) *in vitro* culture. *Plant, Soil and Environment*, 41(1), 379–381. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/264234734_the_effect_of_some_regulators_on_the_grow_th_of_isolated_top_meristems_of_hops_humulus-lupulus_1_in_in-vitro_culture
47. Farago, J., & Nestakova, M. (1998). Cultivation of meristems *in vitro* culture and production of virus-free stock plants in hop (*Humulus lupulus* L.). *Novas descobertas da genética e da criação de plantas agrícolas*, 4, 29–31.
48. Kovalev, V. B., Kozlik, T. I., Protsenko, L. V., Bober, A. V., & Kormiltsev, B. F. (2020). Extending and maintaining the *in vitro* collection of (inter)national hop varieties in Ukraine. *Agricultural Science and Practice*, 7(3), 61–70. doi: 10.15407/agrisp7.03.061
49. Batista, D., Sousa, M. J., & Pais, M. S. (1996). Plant regeneration from stem and petiole-derived callus of *Humulus lupulus* L. (Hop) clone Bragança and var. Brewer's Gold. *In Vitro Cellular & Developmental Biology. Plant*, 32(1), 37–41. doi: 10.1007/BF02823011
50. Batista, D., Ascensão, L., Sousa, J. M., & Pais, M. S. (1999). Adventitious shoot mass production of hop (*Humulus lupulus* L.) var. Eroica in liquid medium from organogenic nodule cultures. *Plant Science*, 151(1), 47–57. doi: 10.1016/S0168-9452(99)00196-X
51. Gurriarán, M., Revill, M., & Tamés, R. (1999). Adventitious shoot regeneration in cultures of *Humulus lupulus* L. (hop) cvs. Brewers Gold and Nugget. *Plant Cell Reports*, 18(1), 1007–1011. doi: 10.1007/s002990050699
52. Clapa, D., & Hârta, M. (2021). Establishment of an Efficient Micropropagation System for *Humulus lupulus* L. Cv. Cascade and confirmation of genetic uniformity of the regenerated plants through DNA markers. *Agronomy*, 11, 2268. doi: 10.3390/agronomy11112268
53. De-Souza, R., Adams, C. R., De-Melo, R. C., Guidolin, A. F., Michel, A., & Coimbra, J. L. M. (2021). Growth regulators and their reflection on different hop genotypes cultivated under *in vitro* conditions. *Brazilian Journal of Biology*, 82, e242596. doi: 10.1590/1519-6984.242596
54. Mafakheri, M., & Hamidoghli, Y. Micropropagation of hop (*Humulus lupulus* L.) via shoot tip and nodal culture. In *ISHS Acta Horticulturae 1236: IV International Humulus Symposium* (pp. 31–35). doi: 10.17660/ActaHortic.2019.1236.5
55. Hirakawa, T., & Tanno S. (2022). *In vitro* propagation of *Humulus lupulus* through the induction of axillary bud development. *Plants*, 11, 1066. doi: 10.3390/plants11081066

ВІДОМОСТІ ПРО АВТОРІВ

ЯРЕМКО Надія Олександрівна — кандидат сільськогосподарських наук, завідувачка відділу вірусології, оздоровлення та розмноження плодових і ягідних культур, Інститут садівництва НААН України (вул. Садова, 23, Новосілки, Київ-23, Україна, 03027; e-mail: nadiia.yaremko@gmail.com; ORCID ID: <https://orcid.org/0000-0003-2895-0166>).

ТАЄНЧУК Владислав Віталійович — аспірант, Інститут агроекології і природокористування НААН (вул. Метрологічна, 12, м. Київ, Україна, 03143; e-mail: vladtaenchuk@ukr.net; ORCID ID: <https://orcid.org/0009-0008-8270-9799>).