

УДК 582.542.11:57.086.83

**ВВЕДЕННЯ В КУЛЬТУРУ *IN VITRO* *DESCHAMPSIA ANTARTICTICA* DESV.  
(POACEAE) З ДВОХ РАЙОНІВ ПРИБЕРЕЖНОЇ АНТАРКТИКИ**

**О.М. Загричук<sup>1</sup>, Н.М. Дробик<sup>1</sup>, І.А. Козерецька<sup>2</sup>, І.Ю. Парнікоза<sup>3</sup>, В.А. Кунах<sup>3</sup>**

<sup>1</sup> Тернопільський національний педагогічний університет імені Володимира Гнатюка,  
46027, м. Тернопіль, М. Кривоноса 2, e-mail: zagrichuk\_oks@mail.ru

<sup>2</sup> Київський національний університет імені Тараса Шевченка,  
01601, м. Київ, вул. Володимирська, 64, e-mail: iryna.kozeretska@gmail.com

<sup>3</sup> Інститут молекулярної біології і генетики НАН України,  
03680, м. Київ, вул. Академіка Заболотного, 150, e-mail: kunakh@imbg.org.ua

**Реферат.** Розроблено умови проростання насіння, мікроклонального розмноження, а також індукції калусоутворення з корневих і стеблових експлантів та тривалого вирощування культури тканин *Deschampsia antarctica* Desv. Для мікроклонування рослин оптимальним було живильне середовище В<sub>5</sub>, що містило 0,2 мг/л кінетину, для калусогенезу з обох типів експлантів – це ж середовище, доповнене 0,9 мг/л 2,4-Д і 0,09 мг/л БАП. Калусогенна активність із корневих експлантів значно перевищувала (у 2-2,6 раза) таку ж із стеблових.

**Введення в культуру *in vitro* *Deschampsia antarctica* Desv. (Poaceae) из двух районов Прибрежной Антарктики.** О.М. Загричук, Н.М. Дробик, И.А. Козерецкая, И.Ю. Парникоза, В.А. Кунах

**Реферат.** Разработаны условия прорастания семян, микроклонального размножения, а также индукции каллусообразования с корневых и стеблевых эксплантов и длительного выращивания культуры тканей *Deschampsia antarctica* Desv. Для микроклонирования вида оптимальной была питательная среда В<sub>5</sub> с 0,2 мг/л Кин., для каллусогенеза с обоих типов эксплантов – эта же среда, дополненная 0,9 мг/л 2,4-Д и 0,09 мг/л БАП. Каллусогенная активность с корневых эксплантов значительно превышала (в 2-2,6 раза) таковую со стеблевых.

**Introduction in culture *in vitro* of *Deschampsia antarctica* Desv. (Poaceae) from two regions of Maritime Antarctica.** O.M. Zahrychuk, N.M. Drobyk, I.A. Kozeretska, I.Yu. Parnikoza, V.A. Kunakh

**Abstract.** There were developed conditions for seeds germination, micropropagation as well as for induction of callus formation from root and stem explants for a long-term *Deschampsia antarctica* Desv. tissue culture growing. Optimal for micropropagation of the species was nutrient medium В<sub>5</sub> with 0,2 mg/l Kin; for callusogenesis of both explants types – the same medium supplemented with 0,9 mg/l 2,4-D and 0,09 mg/l BAP. Callusogenesis from the root explants considerably exceeded (2-2,6 times) that from the stem one.

**Key words:** *Deschampsia antarctica* Desv., seeds germination, micropropagation, callus formation, tissue culture

## 1. Вступ

Щучник антарктичний (*Deschampsia antarctica* Desv. (Poaceae)) – один із двох видів судинних рослин, поширених в Антарктиці – унікальному регіоні з особливо суворими умовами існування біологічних об'єктів. Влітку температура повітря у Прибережній Антарктиці лише зрідка піднімається вище +5°C (Alberdi et al, 2002). Через тонкий озоновий шар у цій частині земної кулі місцеві організми піддаються опроміненню підвищеними дозами ультрафіолету. Генетична й біохімічна обумовленість таких ознак, як морозостійкість, стійкість до світлового стресу, високий рівень фотосинтезу за низьких

температур та можливість існування в умовах підвищеної ультрафіолетової радіації робить згаданий вид надзвичайно цікавим об'єктом дослідження (Кир'яченко та ін., 2005). Рослина не лише вегетує, а й вільно розмножується в цих екстремальних умовах (Convey, 1996).

Зважаючи на складність збору достатньої кількості рослинного матеріалу та несприятливість умов для проведення експериментальних досліджень, доцільним є введення цієї рослини в культуру *in vitro*. Наявність рослин *D. antarctica* в колекції *in vitro* дасть можливість при потребі завжди мати матеріал для вивчення цього виду без нанесення шкоди його природним популяціям.

Тому важливим і актуальним є отримання достатньої кількості рослинного матеріалу шляхом мікроклонування, а також підбір умов для росту культури тканин *D. antarctica*, що й було метою цієї роботи.

## 2. Матеріали та методи досліджень

Вихідним матеріалом для досліджень було насіння *D. antarctica*, зібране в 2005–2008 рр. на західному узбережжі Антарктичного півострова – в оазі Пойнт Томас острова Короля Георга (Південні-Шетлендські острови) і віддаленому на 330 км на південь від них регіоні Аргентинських островів (о-ви Галіндес, Скуа, Берселот, Дарбо, Ялур) та місі Расмуссен. Насіння *D. antarctica* було зібране під час експедицій, організованих Національним Антарктичним Науковим Центром України, і надане зимівником І.В. Диким.

Для отримання асептичних проростків насіння *D. antarctica* стерилізували у розчині пероксиду водню за наступною схемою: обробка розчином детергенту протягом 30 хв.; промивання проточною водою протягом 30 хв.; 2-3-кратне промивання дистильованою водою; поверхнева стерилізація 96%-ним етанолом протягом 10 с.; витримання у 3-5%-ному розчині  $H_2O_2$ ; 2-3-кратне промивання стерильною дистильованою водою.

Асептичне насіння висаджували в чашки Петрі на агаризоване живильне середовище МС (Murashige, Skoog, 1962) з половинним вмістом макро- та мікросолей (МС/2) без фітогормонів. Насіння пророщували на світлі (3000 лк) при температурі 20–22°C, вологості 80 %.

Для мікроклонального розмноження використовували асептичні 1,5–2-місячні рослини, які висаджували на живильні середовища МС та Гамборга, Евелейг ( $B_5$ ) (Gamborg, Eveleigh, 1968), доповнені різними концентраціями регуляторів росту: 1-нафтилоцтової кислоти (НОК), індолілоцтової кислоти (ІОК) та кінетину (Кін). Мікроклонування проводили шляхом поділу отриманих дернин на фрагменти.

Для індукції калусоутворення використовували кореневі та стеблові експланти *D. antarctica*, висаджуючи їх на живильні середовища: МС, МС/2, Шенка, Хільдебрандта (ШХ) (Schenk, Hildebrandt, 1972),  $B_5$  та середовище  $B_5/2$  ( $B_5$  з половинним вмістом макро- та мікросолей), доповнені різними концентраціями 6-бензиламінопурину (БАП) і 2,4-дихлорфеноксиоцтової кислоти (2,4-Д). Частоту калусогенезу визначали через три тижні культивування за відношенням кількості експлантів з калусом до їхньої загальної кількості.

При підборі оптимальних умов для проліферації тестували живильні середовища  $B_5$  та МС з різними комбінаціями ауксинів і цитокінінів – БАП і 2,4-Д.

Культури інкубували в умовах темряви при 22–22,5°C, субкультивування проводили через кожні три тижні.

Результати досліджень опрацьовували статистично (Лакин, 1980).

## 3. Результати та обговорення

Відомо, що ефективним методом введення в культуру *in vitro* є отримання асептичних рослин шляхом пророщування простерилізованого насіння. Перешкодою цьому може бути стан органічного спокою насіння, на глибину якого нерідко значно впливають умови, за

яких проходить формування насіння, а також ступінь його дозрівання, тривалість та умови зберігання. Тому в деяких випадках фактори, які впливають на порушення спокою насіння одних видів, виявляються неефективними щодо інших з подібним типом спокою. Часто різняться умови пророщування навіть різних партій одного й того ж виду (Николаева и др., 1985). Дослідження сезонної періодичності проростання насіння, його схожості та залежності цих процесів від різних чинників дозволяє в контрольованих умовах цілеспрямовано стимулювати проростання насіння у різні пори року та отримувати життєздатні проростки (Страшнюк та ін., 2004).

У результаті нами встановлено, що ефективність стерилізації насіння *D. antarctica* була найвищою (100%) при його обробці 3%-ним розчином пероксиду водню протягом 20 хв.

Для стимулювання проростання насіння *D. antarctica* використали два фактори: дію низькими позитивними температурами (протягом 1–40 місяців) та гібереловою кислотою (ГК<sub>3</sub>). Виявлено, що холодова обробка протягом 21 місяця сприяла підвищенню схожості насіння до 55 % (острів Дарбо). Гіберелова кислота також забезпечувала збільшення відсотка проростання. Серед протестованих варіантів (концентрації – 100, 300, 400 та 600 мг/л ГК<sub>3</sub>, час обробки – від 12 до 24 год.) оптимальним було витримування насіння у ГК<sub>3</sub> концентрацією 600 мг/л протягом 22 годин.

Нами встановлено, що насіння *D. antarctica* фрагментарно проростало протягом усього року (за винятком березня, травня та вересня) (рис. 1.) (Рис.1, 2, 4, 6 див. на кольоровій вклейці між 294 і 295 стор.). Для насіння від рослин з усіх досліджених популяцій найбільш сприятливим для схожості виявився саме осінньо-зимовий період (період астрального літа в Антарктиці) (Загричук та ін., 2011). У цей час насіння проростало з частотою до 55% (рис. 1).

Виявлено відмінності щодо періодичності проростання та схожості насіння *D. antarctica* з різних місць зростання (рис. 1). Насіння з о. Галіндез, на відміну від інших місць збору, проростало найчастіше протягом року (не проростало лише у березні та грудні). Його відсоток схожості лежав у межах від 5 до 13,3. Порівняно високим (6,7–55%) був цей показник для насіння з о. Дарбо, однак воно проростало лише у лютому, червні та листопаді (рис. 1). Насіння, зібране від рослин з інших досліджених популяцій, проростало лише в окремі місяці; його схожість при цьому була доволі низькою (5-6%).

Незважаючи на виявлені відмінності, для проростання насіння рослин *D. antarctica* з різних місць зростання встановлено спільні ознаки: доцільність використання як стерилента пероксиду водню, відсоток асептичного насіння у всіх випадках складав 98–100%; ефективність порушення спокою насіння дією низьких позитивних температур (2–5°C) та обробкою гіберелової кислоти; проростання насіння в умовах освітлення.

Метод мікроклонування як один із методів біоконсервації *in vitro* можна з успіхом використовувати для масового розмноження різних груп рослин, для відновлення рідкісних, зникаючих і господарсько-цінних видів у природних умовах їхнього зростання, а також для отримання достатньої кількості рослинного матеріалу (Левенко, 2005, Шиша и др., 2008).

Нами встановлено, що для мікроклонального розмноження *D. antarctica* доцільним було доповнення живильних середовищ МС та В<sub>5</sub> кінетином. Отримані мікроклони на середовищі МС з 0,1 мг/л Кін вкорінювалися на 16–20 добу; ефективність вкорінення складала 80%. Оптимальним серед протестованих виявилось середовище В<sub>5</sub> з 0,2 мг/л Кін, на якому спостерігали інтенсивніший ріст рослин, а їхнє вкорінення відбувалося на 6–10 діб швидше і становило до 95% (рис. 2).

При дослідженні особливостей росту рослин *D. antarctica* в умовах *in vitro* (рис. 2), встановлено, що за два тижні культивування висота висаджених мікроклонів складала 9–12 мм, ще за місяць цей показник збільшився в 7–7,5 рази і становив 7–9 см. Через 3–4 місяці спостерігали формування дернини; при цьому висота рослини досягала 11–12 см, а через 5–6 місяців відбувалося її розростання та заповнення вегетативною масою усієї культивативної посудини (висота рослин досягала 16–18 см, а діаметр дернини – 10–12 см). Висота рослин у природних умовах становить від 3 до 20 см (Zuloaga et al., 1994).

У результаті встановлено, що стеблові та кореневі експланти *D. antarctica* здатні до формування калюсу на середовищах B<sub>5</sub>, B<sub>5</sub>/2, МС, МС/2 та ШХ, доповнених комбінаціями різних концентрацій 2,4-Д (0,5-1 мг/л) та БАП (0,09-2 мг/л). Проте інтенсивність калюсоутворення залежала від мінерального і фітогормонального складу живильного середовища, від типу експланта та популяційної приналежності рослини-донора експланта. Серед усіх протестованих зразків процес формування калюсу відбувався лише на експлантах рослин з островів Дарбо, Галіндез (рис. 3, рис. 4) та Скуа (рис. 5). Перші ознаки індукції калюсоутворення спостерігали через 12–25 діб з часу закладання експериментів. Спроби індукувати калюс з рослин інших місць зростання не принесли позитивних результатів.

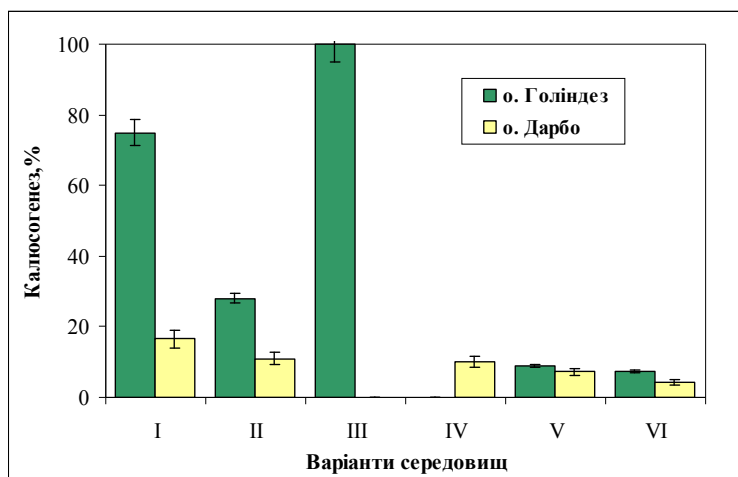


Рис. 3. Індукція калюсоутворення з корневих експлантів рослин *D. antarctica* з островів Галіндез і Дарбо на різних варіантах живильних середовищ: **I** – B<sub>5</sub>/2 з 0,9 мг/л 2,4-Д і 0,09 мг/л БАП; **II** – B<sub>5</sub>/2 з 0,5 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП; **III** – B<sub>5</sub> з 1 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП; **IV** – B<sub>5</sub> з 1 мг/л 2,4-Д і 0,2 мг/л БАП; **V** – B<sub>5</sub> з 0,5 мг/л 2,4-Д і 0,2 мг/л БАП; **VI** – B<sub>5</sub> з 0,5 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП

Fig. 3. Induction of callus formation in root explants of *D. antarctica* plants from Galindes and Darbo islands in various variants of nutrient media: **I** – B<sub>5</sub>/2 with 0,9 mg/l 2,4-D and 0,09 mg/l BAP; **II** – B<sub>5</sub>/2 with 0,5 mg/l 2,4-D and 0,1 mg/l BAP; **III** – B<sub>5</sub> with 1 mg/l 2,4-D and 0,1 mg/l BAP; **IV** – B<sub>5</sub> with 1 mg/l 2,4-D and 0,2 mg/l BAP; **V** – B<sub>5</sub> with 0,5 mg/l 2,4-D and 0,2 mg/l BAP; **VI** – B<sub>5</sub> with 0,5 mg/l 2,4-D and 0,1 mg/l BAP.

Інтенсивність калюсоутворення залежала від мінерального складу живильного середовища. При цьому використання для індукції калюсоутворення середовища B<sub>5</sub> виявилось найбільш ефективним: відсоток калюсогенезу у деяких випадках досягав 100, калюс характеризувався пухкою консистенцією та світло-жовтим забарвленням (рис. 4) (Загречук та ін., 2011).

Зменшення концентрації макро- та мікросолей удвічі (середовище B<sub>5</sub>/2) забезпечувало формування калюсу лише з корневих експлантів рослин о. Дарбо та о. Галіндез. Відсоток калюсоутворення варіював у межах 11–75 % (рис. 3). Сформований калюс був світло-жовтого забарвлення та пухкої консистенції. При наступних пересаджуваннях на свіжоприготовані живильні середовища аналогічного складу проліферативна активність калюсу сповільнювалась. На середовищі ШХ формування калюсу було результативним лише на корневих і стеблових експлантах рослин з о. Скуа. Процес наростання калюсу повільний. Відсоток калюсоутворення коливався у межах 6,5–52 (рис. 4). Сформований калюс компактний, темно-жовтого кольору.

Суттєвий вплив на калюсогенну активність мало і співвідношення регуляторів росту 2,4-Д і БАП у живильному середовищі. Серед усіх протестованих варіантів оптимальною виявилась комбінація 0,9-1,0 мг/л 2,4-Д та 0,09-0,1 мг/л БАП. За таких умов відбувалося формування калюсу як на корневих, так і на стеблових експлантах. При цьому відсоток калюсогенезу всіх досліджених зразків *D. antarctica* становив від 16,5 до 100 (рис. 3, рис. 5).

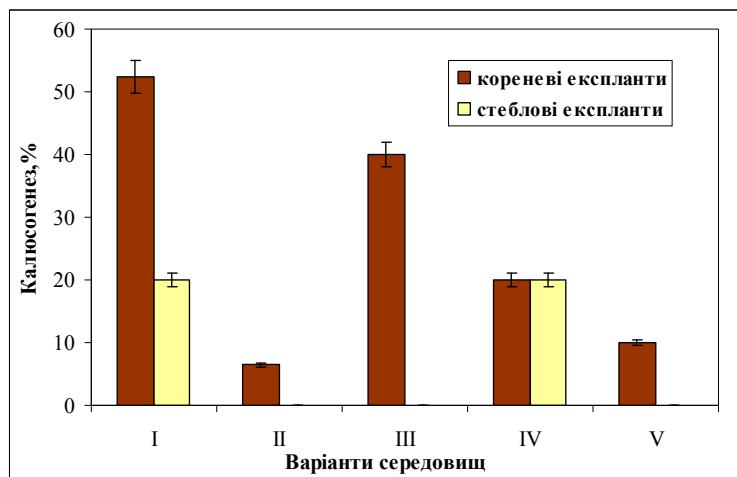


Рис. 5. Індукція калюсоутворення з корневих та стеблових експлантів рослин *D. antarctica* (о. Скуа) на різних варіантах живильних середовищ: **I** – ШХ з 0,9 мг/л 2,4-Д і 0,09 мг/л БАП; **II** –ШХ з 0,5 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП; **III** – В<sub>5</sub> з 0,9 мг/л 2,4-Д і 0,09 мг/л БАП; **IV** – В<sub>5</sub> з 1 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП; **V** – В<sub>5</sub> з 1 мг/л 2,4-Д і 0,2 мг/л БАП

Fig. 5. Induction of callus formation in root and stem explants of *D. antarctica* plants (Skua island) in various variants of nutrient media: **I** – SH with 0,9 mg/l 2,4-D and 0,09 mg/l BAP; **II** – SH with 0,5 mg/l 2,4-D and 0,1 mg/l BAP; **III** – В<sub>5</sub> with 0,9 mg/l 2,4-D and 0,09 mg/l BAP; **IV** – В<sub>5</sub> with 1 mg/l 2,4-D and 0,1 mg/l BAP; **V** – В<sub>5</sub> with 1 mg/l 2,4-D and 0,2 mg/l BAP.

Доповнення живильних середовищ 0,5 мг/л 2,4-Д та 0,1 мг/л БАП забезпечувало калюсоутворення з корневих експлантів рослин з островів Дарбо, Галіндез та Скуа. Збільшення концентрації ауксину вдвічі без змін цитокініну сприяло дедиференціації з корневих експлантів рослин з о. Галіндез та з корневих і стеблових – з о. Скуа. При цьому відсотки калюсоутворення становили 100, 20 і 20 відповідно. При підвищенні концентрації 2,4-Д і БАП удвічі (1 мг/л 2,4-Д та 0,2 мг/л БАП) калюсогенез із стеблових експлантів не відбувався, а його інтенсивність із корневих експлантів знижувалась до 10% (рис. 3, рис. 5).

Здатність до калюсогенезу та його інтенсивність залежали й від типу експланта. Встановлено, що із всіх протестованих варіантів формування калюсу на обох типах експлантів відбувалася лише у випадку рослин з о. Скуа. При цьому відсоток калюсогенезу з корневих і стеблових експлантів не відрізнявся і становив 20% за умови використання середовища В<sub>5</sub> з 1 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП. На інших варіантах середовищ інтенсивність калюсоутворення із стеблових експлантів була меншою (у 2–2,6 раза) або ж формування калюсу не відбувалося (рис. 5).

Іншими авторами встановлено, що живильне середовище МС, доповнене різними комбінаціями регуляторів росту 2,4-Д і БАП, забезпечувало калюсоутворення з корневих і стеблових експлантів *D. antarctica*. Відсоток калюсогенезу при збільшенні концентрації 2,4-Д від 2,2 до 9 мкМ та БАП – від 0,2 до 4 мкМ зменшувався від 100% до 58% (Cuba et al., 2004).

При проведенні досліджень, спрямованих на індукцію калюсоутворення з експлантів стеблових походження рослин з островів Дарбо, Галіндез та Скуа, із утвореного калюсу

відбувалася спонтанна регенерація пагонів (рис. 6). Так, на середовищі ШХ ознаки індукції калюсу на стеблових експлантах *D. antarctica* з о. Дарбо проявлялися вже на 10-12 добу. Через тиждень з калюсу відбувалося формування пагонів, які протягом наступних 5-6 тижнів доростали до 2-2,5 см. Перші ознаки регенерації з калюсу на стеблових експлантах рослин з о. Галіндез, що культивувалися на середовищі В<sub>5</sub>, доповненому 0,9 мг/л 2,4-Д і 0,09 мг/л БАП, спостерігались через 12-14 діб. Протягом 20 діб з калюсу формувалися опушені багаточисельні (15–35) пагони довжиною до 5 мм. За умови освітлення впродовж 6-8 діб вони набували зеленого забарвлення. За такий же час відбувалося утворення регенерантів на калюсі із стеблових експлантів *D. antarctica* з о. Скуа, що були висаджені на живильне середовище МС, доповнене 1,0 мг/л 2,4-Д і 0,1 мг/л БАП.

Формування рослин-регенерантів у всіх наведених вище випадках відбувалося протягом 7-8 тижнів, після чого їх висаджували на живильне середовище В<sub>5</sub>, доповнене 0,2 мг/л Кін. Для дальшого росту і розмноження отриманих рослин концентрацію цитокініну в живильному середовищі зменшували вдвічі.

Подібні результати отримані іншими дослідниками при індукції калюсоутворення з надземної частини й коренів *D. antarctica*. При цьому встановлено, що на середовищі МС, доповненому регуляторами росту 2,4-Д та БАП, із сформованого калюсу відбувалася регенерація пагонів. Низькі концентрації регуляторів росту найбільшою мірою сприяли непрямої регенерації (відсоток регенерації досягав 99, середня кількість пагонів у розрахунку на калюсний інокулюм складала 25,4 (Cuba et al., 2004)).

#### 4. Висновки

З'ясовано особливості і розроблено умови проростання насіння, мікроклонального розмноження, а також індукції калюсоутворення з різних типів експлантів та тривалого вирощування культури тканин *D. antarctica*. Досліджено періодичність проростання насіння, його схожість, залежність цих процесів від різних чинників; в умовах *in vitro* отримано життєздатні морфологічно нормальні рослини, використані як вихідний матеріал для подальших досліджень.

Встановлено, що для мікроклонального розмноження *D. antarctica* оптимальним серед протестованих було агаризоване живильне середовище В<sub>5</sub>, доповнене 0,2 мг/л кінетину. Ефективним способом мікроклонування є поділ отриманих дернин на фрагменти.

Виявлено, що ефективність калюсоутворення залежала від мінерального і фітогормонального складу живильного середовища, типу експланта та місця зростання рослини-донора експланта. Найбільшою підтримуючою здатністю для калюсогенезу з корневих та стеблових експлантів характеризувалося середовище В<sub>5</sub> з додаванням 0,9-1 мг/л 2,4-Д і 0,09-0,1 мг/л БАП (відсоток калюсоутворення складав 16,5–100). Калюсогенна активність із корневих експлантів перевищувала таку із стеблових.

В умовах освітлення на живильних середовищах В<sub>5</sub>, МС і ШХ, доповнених регуляторами росту 2,4-Д та БАП, із калюсу відбувалася спонтанна регенерація пагонів з наступним формуванням життєздатних рослин та їхнім укоріненням.

Запропоновані способи отримання рослин *D. antarctica* шляхом пророщування насіння *in vitro*, мікроклонального розмноження та калюсоутворення можуть бути використані для одержання достатньої кількості потрібного для різнопланових досліджень рослинного матеріалу.

**Дослідження виконане за підтримки Національного Антарктичного Наукового Центру України в рамках договору між Українським антарктичним центром та Інститутом молекулярної біології та генетики НАН України № Н/3-2011 «Розробка системи біоіндикації кліматичних змін в Прибережній Антарктиці за параметрами динаміки наземних рослинних ценозів» (2011-2012 рр.) та в рамках договору про**

співпрацю між Інститутом молекулярної біології та генетики НАН України і Тернопільським національним педагогічним університетом імені Володимира Гнатюка. Дякуємо за сприяння також відділу Біології Антарктики Польської академії наук і особисто проф. S.Rakusa-Suszczewski. Висловлюємо подяку зимівнику І.В. Дикому за збір насіння.

#### Список літератури

Загричук О.М., Дробик Н.М., Козерецька І.А. *та ін.* Введення в культуру *in vitro* *Deschampsia antarctica* з двох районів прибережної Антарктики // Матеріали V Міжнародної Антарктичної конференції Антарктика і глобальні системи Землі: нові виклики та перспективи, 17-19 травня 2011. – Київ, 2011. – С. 209–211.

Кир'яченко С.С., Козерецька І.А., Ракуса-Сушевські С. *Deschampsia antarctica*: генетичні та молекулярно-біологічні аспекти поширення в Антарктиці // Цитология и генетика. – 2005. – № 4. – С. 75–80.

Лакін Г.Ф. Биометрия: Учебное пособие для биологических специальностей вузов. – М.: Высш. школа, 1980. – 293 с.

Левенко Б.А. Генетические основы интродукции растений // Интродукция растений. – 2005. – №2. – С. 10–16.

Николаева М.Г., Разумова М.В., Гладкова В.Н. Справочник по проращиванию покоящихся семян. – Л.: Наука, 1985. – 347 с.

Страшний Н.М., Грицак Л.Р., Леськова О.М. *та ін.* Введення в культуру *in vitro* деяких видів роду *Gentiana* L. // Физиология и биохимия культ. растений. – 2004. – Т.36, №4. – С. 327–334.

Шиша Е.Н., Сикура И.И., Кучук Н.В. Сохранение *in vitro* биоразнообразия видов рода *Allium* L. // Науковий вісник Ужгородського університету. Серія біологія. – 2008. – Вип. 24. – С. 244–254.

Alberdi M., Bravo L.A., Gutierrez A. *et al.* Ecophysiology of Antarctic vascular plants // Physiol. Plant. – 2002. – Vol.115. – №5. – P. 479–486.

Convey P. Reproduction of Antarctic flowering plants // Antarctic Science – 1996. – Vol. 8, №2. – P. 127–134.

Cuba M., Gutierrez-Moraga A., Butendieck B. *et al.* Micropropagation of *Deschampsia antarctica* – a frost resistant Antarctic plant // Antarctic science. – 2005. – Vol. 17, №1. – P. 69-70.

Gamborg O.L., Eveleigh D.E. Culture methods and detection of glucanases in cultures of wheat and barley // Can. J. Biochem. – 1968. – Vol. 46, №5. – P. 417–421.

Murashige T., Skoog F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures // Phys. Plant. – 1962. – Vol. 15, № 3. – P. 473–497.

Schenk R.U., Hildebrandt A.C. Medium and Techniques for Induction and Growth of Monocotyledonous and Dicotyledonous Plant Cell Cultures // Can. J. Bot. – 1972 – Vol. 50. – P. 199–204.

Zuloaga, F.O., Nicora, E.G., Rugolo de Agrasar *et al.* Catalogo de la familia Poaceae en la Republica Argentina. Monogr. Syst.Bot. Missouri Bot. – 1994. – Gard. 47. – P. 1–178.

О.М. Загрюжук, Н.М. Дробнюк, Л.А. Косарецька, І.Ю. Парнікова, В.А. Кунак  
**ВВЕДЕННЯ В КУЛЬТУРУ *IN VITRO* *DESCHAMPsia ANTARCTICA* DESV. (POACEAE)  
 З ДВОХ РАЙОНІВ ПРИБЕРЕЖНОЇ АНТАРКТИКИ**

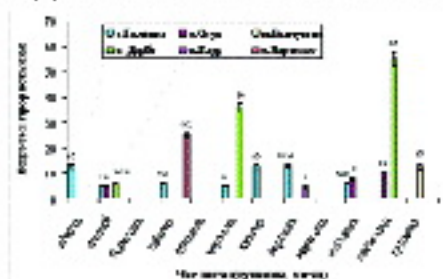


Рис. 1. Річна динаміка проростання насіння *D. antarctica* в умовах *in vitro*.  
 Fig. 1. Annual dynamics of *D. antarctica* seed germination under conditions *in vitro*

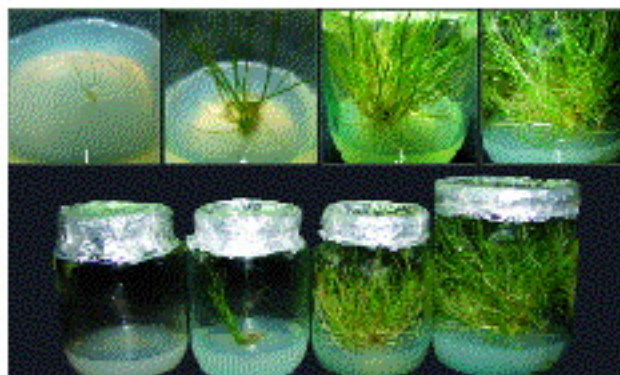


Рис. 2. Динаміка росту *D. antarctica* в умовах *in vitro*: 1 - двотижнева рослина; 2 - 1,5-місячні рослини; 3 - 3-4 місячні рослини; 4 - 5-6-місячні рослини.  
 Fig. 2. Growth dynamics of *D. antarctica* under conditions *in vitro*: 1 - fortnight old plant; 2 - 1,5-month old plants; 3 - 3-4-month old plants; 4 - 5-6-month old plants

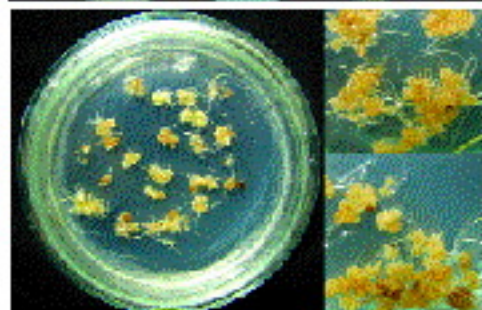


Рис. 4. Індуція калусоутворення з кореневих експлантів рослин *D. antarctica* (о. Галіндес) на середовищі  $B_5$ , доповненому 0,9 мг/л 2,4-Д і 0,09 мг/л БАП.  
 Fig. 4. Induction of callus formation in root explants of *D. antarctica* plants (Galindes island) in medium  $B_5$ , supplemented with 0,9 mg/l 2,4-D and 0,09 mg/l BAP



Рис. 6. Спонтанна регенерація пагонів з калусу стебляного походження від рослин *D. antarctica* (о. Дарбо) на середовищі ШХ, доповненому 0,5 мг/л 2,4-Д, 0,1 мг/л БАП: 1 - ініціація регенерації пагонів із калусу (через 2,5-3 тижні з часу висаджування стебляних експлантів); 2 - ріст регенерантів (через 5-6 тижнів); 3 - вкорінення рослин-регенерантів на середовищі  $B_5$ , доповненому 0,2 мг/л Кін (через 7-8 тижнів).  
 Fig. 6. Spontaneous regeneration of shoots from callus of stem origin from *D. antarctica* plants (Darbo island) in SH medium supplemented with 0,5 mg/l 2,4-D, 0,1 mg/l BAP. 1 - initiation of shoot regeneration from callus (following 2,5-3 weeks since planting of stem explants); 2 - growth of regenerants (after 5-6 weeks); 3 - regenerant-plants rooting in  $B_5$  medium supplemented with 0,2 mg/l Kin (after 7-8 weeks)