

МІНІСТЕРСТВО ОСВІТИ І НАУКИ УКРАЇНИ
Житомирський агротехнічний фаховий коледж
Державний біотехнологічний університет

МЕТОДИЧНІ РЕКОМЕНДАЦІЇ
щодо проведення практичних занять
з навчальної дисципліни

«ФІЗІОЛОГІЯ РОСЛИН»

для підготовки фахівців ОПС «Молодший бакалавр»
зі спеціальності 201 «Агрономія»
галузі знань 20 «Аграрні науки і продовольство»



МІНІСТЕРСТВО ОСВІТИ І НАУКИ УКРАЇНИ
ЖИТОМИРСЬКИЙ АГРОТЕХНІЧНИЙ ФАХОВИЙ КОЛЕДЖ
ДЕРЖАВНИЙ БІОТЕХНОЛОГІЧНИЙ УНІВЕРСИТЕТ

МЕТОДИЧНІ РЕКОМЕНДАЦІЇ

щодо проведення практичних занять

з навчальної дисципліни

«ФІЗІОЛОГІЯ РОСЛИН»

для підготовки фахівців ОПС «Молодший бакалавр»

зі спеціальності 201 «Агрономія»

галузі знань 20 «Аграрні науки і продовольство»



Укладачі: Людмила НЕМЕРИЦЬКА, кандидат біологічних наук, доцент кафедри агрономії та лісового господарства Житомирського агротехнічного фахового коледжу;

Інна ЖУРАВСЬКА, кандидат сільськогосподарських наук, викладач вищої категорії кафедри агрономії та лісового господарства Житомирського агротехнічного фахового коледжу;

Тетяна АЛЕКСЄВИЧ, кандидат сільськогосподарських наук, доцент кафедри агрономії та лісового господарства Житомирського агротехнічного фахового коледжу;

Сергій СТАНКЕВИЧ, кандидат сільськогосподарських наук, доцент, завідувач кафедри зоології, ентомології, фітопатології, інтегрованого захисту і карантину рослин ім. Б.М. Литвинова Державного біотехнологічного університету

Рецензенти: Людмила КОТЮК, доктор біологічних наук, професор кафедри екології Поліського національного університету;

Володимир ЗІНЧЕНКО, кандидат сільськогосподарських наук, доцент кафедри агрономії та лісового господарства Житомирського агротехнічного фахового коледжу.

Методичні рекомендації містять практичні завдання з тем дисципліни «Фізіологія рослин» відповідно до освітньої-професійної програми підготовки фахівців ОПС «Молодший бакалавр» спеціальності 201 «Агрономія», а саме: фізіологічні процеси рослинної клітини; явища плазмолізу і деплазмолізу, форми плазмолізу; визначення життєздатності насіння за забарвленням цитоплазми; водний обмін рослин; визначення транспірації за Шталем; визначення стану продихів методом інфільтрації; пігменти хлоропластів; продуктивність фотосинтезу; визначення дихального коефіцієнта проростаючого насіння; визначення інтенсивності дихання за виділенням вуглекислого газу; закономірності росту, розвитку рослин, їх залежність від внутрішніх та зовнішніх факторів.

Рекомендовано кафедрою агрономії та лісового господарства
Протокол № 1 від «28» серпня 2021 року

Завідувач кафедри _____ Наталія ЦУМАН

Ухвалено на засіданні методичної ради Житомирського агротехнічного фахового коледжу

Протокол № 1 від «30» серпня 2021 року

Голова методичної ради _____ Інна МОЖАРІВСЬКА

ЗМІСТ

ВСТУП.....	4
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 1.....	5
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 2.....	8
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 3.....	12
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 4.....	15
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 5.....	24
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 6.....	26
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 7.....	28
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 8.....	28
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 9.....	32
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 10.....	32
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 11.....	36
ПРАКТИЧНЕ ЗАНЯТТЯ № 12.....	40

ВСТУП

Фізіологія рослин – одна з провідних ботанічних дисциплін. Вона є науковою основою землеробства. Між фізіологією рослин і селекцією існує найтісніший зв'язок. Для добору і виведення високоврожайних сортів треба знати їхні фізіологічні ознаки – скоростиглість, зимо- і посухостійкість тощо.

За останні роки, завдяки бурхливому розвитку молекулярної біології, біофізики, біохімії, генетики та інших природничих наук, фізіологія рослин збагатилась новими даними про ультраструктуру рослинної клітини, регуляторні системи цілого організму – ферменти, фітогормони, фітохроми – молекулярні механізми фотосинтезу, дихання, мінерального живлення.

Подальший розвиток фізіології рослин як теоретичної основи наукового землеробства значною мірою залежить від розробки та застосування нових принципів і методів фізіолого-біохімічних досліджень.

У методичних рекомендаціях разом з класичними методами дослідження з фізіології рослин наведено багато робіт з використанням нових сучасних методів, які легко можна виконати в навчальній лабораторії. Більшість практичних робіт ґрунтується на кількісному аналізі, що має велике значення для вироблення у здобувачі вищох освіти точності й акуратності під час проведення експериментальних досліджень.

ПРАКТИЧНА РОБОТА №1

ФІЗІОЛОГІЧНІ ПРОЦЕСИ РОСЛИННОЇ КЛІТИНИ

Спостереження за рухом цитоплазми, вплив світла і температури на швидкість руху цитоплазми

Обладнання, об'єкти, реактиви: мікроскопи; предметні стекла і накривні скельця; окуляр-мікрометр; об'єктив-мікрометр; секундомір; пінцети, препарувальні голки; електрична лампа; елодея; валіснерія; квітки традесканції; листки кропиви і гарбуза; тепла вода; спирт.

Основні відомості. У клітинах багатьох рослин під мікроскопом можна спостерігати рух різних цитоплазматичних структур, зумовлений спонтанним рухом цитоплазми в результаті обміну речовин. Рух цитоплазми є одним з найважливіших показників рівня життєдіяльності клітини, її фізіологічного стану. Завдяки безперервному рухові цитоплазми в клітинах переміщуються різні метаболіти, виводяться непотрібні продукти обміну, передаються різні сигнали від клітини до клітини.

Отже, рух цитоплазми тісно пов'язаний з перетворенням речовин і енергії в рослині. Є кілька типів руху цитоплазми: *коливальний, ротаційний, циркуляційний, фонтануючий* та ін.

Швидкість руху цитоплазми залежить від фізіологічного стану клітини, дії температури, світла та інших факторів. На заняттях найлегше виявляти ротаційний та циркуляційний типи руху цитоплазми. Ротаційний (коловий) рух вивчають у клітинах рослин з периферійним розташуванням цитоплазми (листки елодеї, валіснерії, кореневі волоски, пилкові трубки). Циркуляційний рух цитоплазми добре спостерігається в клітинах, які мають цитоплазматичні тяжі, що пронизують центральну вакуолю (тичинкові нитки квіток традесканції, волоски кропиви та ін.).

Проведення роботи. Щоб виявити ротаційний рух цитоплазми, беруть гілку елодеї (*Elodea canadensis*), відривають пінцетом біля верхівки 2–3 листочки, кладуть їх у краплину теплої води на предметному склі і накривають накривним скельцем. Виготовлений препарат ставлять на предметний столик мікроскопа і розглядають спочатку при малому ($8\times$), а потім при великому ($40\times$) збільшенні сухої системи. Найкраще вивчати рух цитоплазми у клітинах з невеликою кількістю хлоропластів, по боках від центральної жилки або біля країв листочка. В полі зору добре видно як в клітинах біля оболонок по колу рухаються овальної форми тільця – хлоропласти (рис. 1). Треба мати на увазі, що рух цитоплазми починається через певний час після виготовлення препарату. Для посилення руху цитоплазми можна додати у воду етилового спирту (на склянку 5–6 крапель).

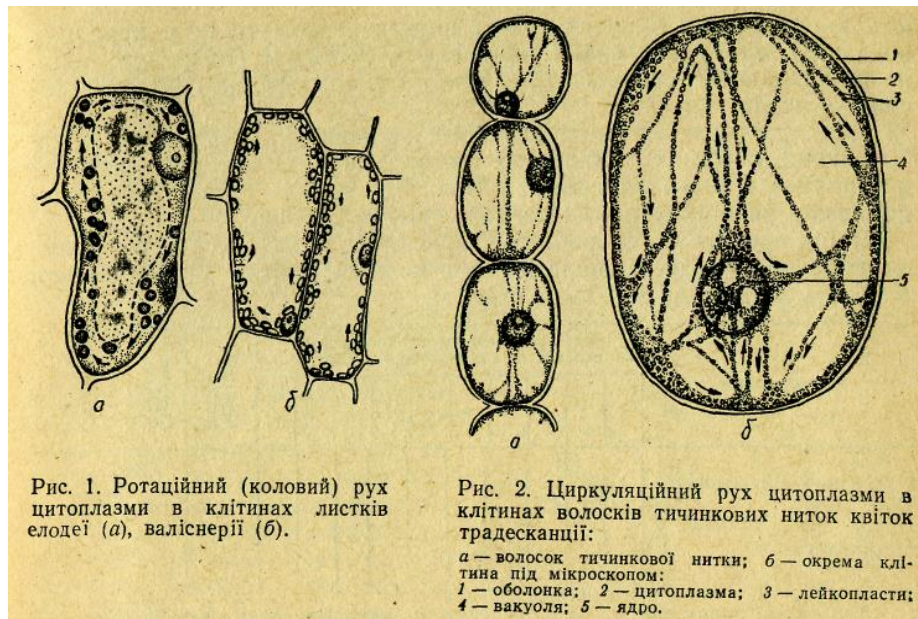


Рис. 1. Ротаційний (коловий) рух цитоплазми в клітинах листків елодеї (а), валіснерії (б)

Рис. 2. Циркуляційний рух цитоплазми в клітинах волосків тичинкових ниток квіток традесканції: а – волосок тичинкової нитки; б – окрема клітина під мікроскопом; 1 – оболонка; 2 – цитоплазма; 3 – лейкопласти; 4 – вакуоля; 5 – ядро

Для визначення швидкості руху хлоропластів замість звичайного окуляра вставляють окуляр-мікрометр, і зміщують його шкалу в напрямі руху хлоропластів, включають секундомір і відмічають час, необхідний для проходження шляху в 10 поділок шкали одним з хлоропластів. Визначення проводять у 8–10-кратній повторностях. Аналогічним способом визначають швидкість руху цитоплазми в клітинах елодеї, яка знаходилась на світлі лампи протягом 15 хв.

Швидкість руху цитоплазми обчислюють у мікрометрах за секунду. Попередньо треба встановити ціну поділки шкали окуляр-мікрометра. Щоб вивчити вплив температури на рух цитоплазми, гілочки елодеї або листки валіснерії вміщують у склянку з кімнатною і теплою (28–30 °С) водою. В листках, що знаходилися в теплій воді, спостерігатиметься значно інтенсивніший рух цитоплазми, ніж у воді з кімнатною температурою. Це свідчить про те, що температура до певної межі посилює рух цитоплазми. Аналогічно, як і в першому випадку, вимірюють швидкість руху хлоропластів і роблять відповідні висновки. В лабораторних умовах можна провести простий дослід з виявлення впливу оптимальної температури на швидкість руху цитоплазми в листках елодеї.

Найкраще рух цитоплазми вивчати в листках елодеї та інших рослин навесні і на початку літа, коли рослини знаходяться в стані інтенсивної

життєдіяльності. Восени і взимку, коли рослини перебувають у стані спокою, рух цитоплазми припиняється. Щоб спостерігати рух цитоплазми взимку, треба порушити стан спокою в елодеї або валіснерії (застосуванням теплих ванн, пораненням, додаванням у склянку з водою кількох крапель розчину гістидину або спирту).

Циркуляційний рух цитоплазми спостерігають у квітці традесканції (*Tradescantia zebrina*). Голкою і пінцетом обережно відривають 2–3 тичинки з тичинковими нитками, кладуть їх у краплину води на предметному склі і накривають скельцем (накривне скельце не треба притискати до предметного скла, щоб не роздавити тичинкові нитки).

Препарат вивчають при великому збільшенні мікроскопа. В забарвлених клітинах тичинкових ниток добре видно рух частинок цитоплазми в різних напрямках (рис. 2). Замість квіток традесканції можна використати волоски гарбуза або кропиви.

В протоколах робіт роблять зарисовки, а результати визначення швидкості руху цитоплазми під впливом світла і температури заносять до таблиці за такою схемою:

Умови досліджу	Час проходження хлоропластами 10 поділок шкали окуляр-мікрометра, с										Середній час, с	Середня відстань, мкм	Швидкість руху цитоплазми, мкм/с	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10				
При кімнатній температурі														
При температурі 28-30 °С														
Під дією світла														

Контрольні запитання

1. Про що свідчить наявність руху цитоплазми в клітинах?
2. Які основні типи руху цитоплазми?
3. В яких об'єктах найкраще видно ротаційний рух цитоплазми?
4. Від чого залежить швидкість руху цитоплазми?

Література

1. Векірчик К. М. Фізіологія рослин (практикум). К.: Вища школа, 1994. 239 с.
2. Власенко М. Ю., Вельямінова-Зернова Л. Д. Фізіологія рослин. Біла Церква, 1999. 303 с.
3. Проценко Д. П. Фізіологія рослин. К.: Вища школа, 1998. 310 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА № 2

ЯВИЩА ПЛАЗМОЛІЗУ І ДЕПЛАЗМОЛІЗУ, ФОРМИ ПЛАЗМОЛІЗУ

Обладнання, об'єкти, реактиви: мікроскопи; предметні стекла і накривні скельця; бритви; пінцети; спиртівки; піпетки; препарувальні голки; фільтрувальний папір; синя цибуля; традесканція; 1М розчин сахарози; 1М розчин KNO_3 , NaCl .

Основні відомості. Якщо помістити рослинну клітину в гіпертонічний розчин, то вода з неї відтягуватиметься, в результаті чого цитоплазма ущільнюється і відстає від оболонки. Таке явище називають *плазмолізом*. Якщо цю саму клітину перенести в гіпотонічний розчин або звичайну воду, то спостерігатиметься зворотна картина – протоплазма, насичуючись водою, займе, попереднє положення, настає *деплазмоліз*.

Залежно від ступеня в'язкості цитоплазми розрізняють різні форми плазмолізу: угнуту, опуклу, спазматичну (драглисту).

Під час виконання роботи в навчальних лабораторіях треба звернути увагу студентів на те, що ці явища відбуваються тільки в живих клітинах. Тому треба проводити дослід з живими і мертвими клітинами.

Проведення роботи. Виготовляють тоненький зріз шкірочки синьої цибулі або листка традесканції, вміщують його в краплину води на предметне скло і накривають скельцем. Виготовлений препарат спочатку розглядають при малому збільшенні ($8\times$), під час якого вибирають місце з добре забарвленими клітинами. Потім беруть смужку фільтрувального паперу і прикладають її до краю накривного скельця, а з протилежного боку піпеткою опускають кілька крапель 1 М розчину сахарози. Розглядають препарат під мікроскопом. В результаті адсорбції води папером під накривне скельце надходить розчин плазмолітика. Через 1–3 хв протоплазма починає відставати від оболонки спочатку по кутах клітини, спостерігається так званий угнутий плазмоліз. З часом відставання цитоплазми збільшується, аж поки весь протопласт повністю не відстане від оболонки і не округлиться. В цьому випадку спостерігається опукла форма плазмолізу.

Форма плазмолізу залежить від в'язкості протоплазми. У молодих клітин, які мають велику в'язкість, як правило, різні форми плазмолізу виявляються дуже добре. У дорослих клітин таке явище спостерігається значно рідше, оскільки в результаті низької в'язкості протоплазми під дією плазмолізу відразу ж настає опуклий плазмоліз.

Щоб виявити явище деплазмолізу, беруть препарат з плазмолізованими клітинами, прикладають до накривного скельця смужку паперу, а з другого боку скельця піпеткою опускають кілька крапель води. Концентрація в клітинах вища, ніж зовні, а тому рідина рухається в напрямку до більшої концентрації. При цьому цитоплазма насичуватиметься водою і займе попереднє положення – настає деплазмоліз (рис. 3).

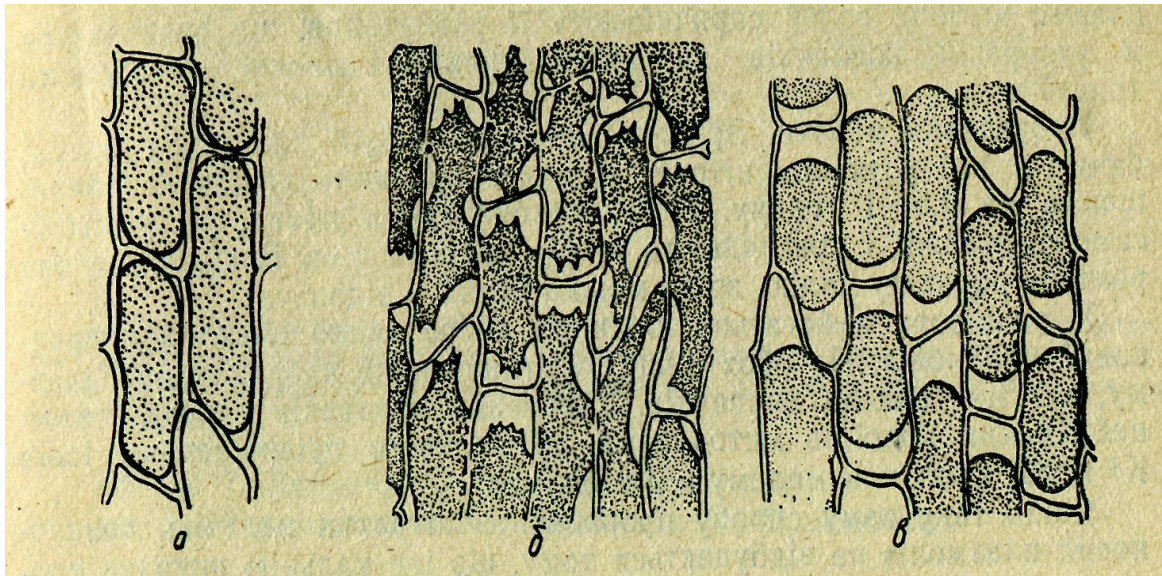


Рис. 3. Різні форми плазмолізу в клітинах шкірочки цибулі:
а – початкова форма плазмолізу (відставання, цитоплазми в куточках клітин);
б – угнута форма плазмолізу;
в – опукла форма плазмолізу.

Щоб виявити нездатність мертвих клітин плазмолізуватися, виготовляють мікропрепарат і нагрівають його на полум'ї спиртівки, щоб вбити живі клітини. Готовий препарат розглядають під мікроскопом. Плазмоліз не виявляється.

Ковпачковий плазмоліз

Обладнання, об'єкти, реактиви: мікроскопи; предметні стекла та накривні скельця; бритви; скляні бюкси; піпетки; синя цибуля; 1 М розчин KNO_3 і $KCNs$.

Основні відомості. Цитоплазма рослинної клітини складається з таких головних шарів: плазмалеми, мезоплазми і тонопласта. Ці шари мають різну проникність. Найменш проникний тонопласт, про що свідчить явище утворення ковпачкового плазмолізу. Ковпачковий плазмоліз відбувається під дією катіонів і аніонів солей, які проникають крізь плазмалему в мезоплазму. Крізь тонопласт ці солі майже не проникають або проникають дуже повільно.

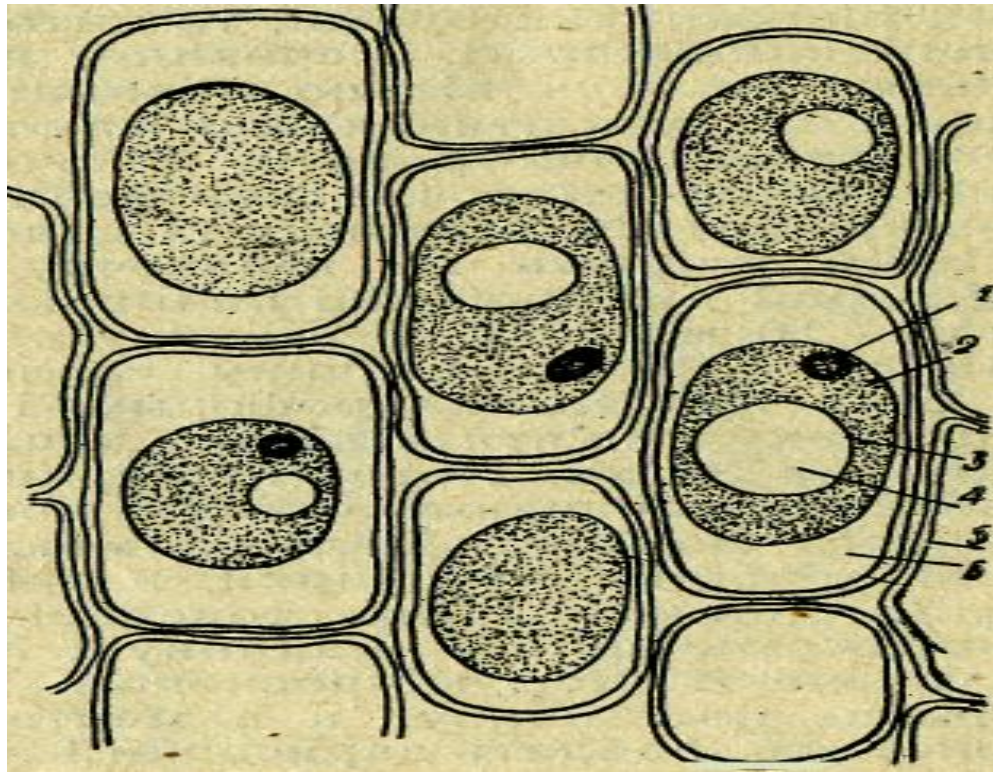


Рис. 4. Ковпачковий плазмоліз в клітинах шкірочки синьої цибулі:

- 1 – ядро;**
- 2 – ділянка набряклої цитоплазми у вигляді ковпачка;**
- 3 – тонопласт;**
- 4 – вакуоля;**
- 5 – оболонка;**
- 6 – проміжок між оболонкою і плазмолізованою цитоплазмою.**

Накопичуючись у мезоплазмі, катіони солей спричиняють її розбухання, що виявляється в утворенні ковпачків на кінцях плазмолізованої цитоплазми (рис. 4).

Проведення роботи. Зрізи з шкірочки цибулі кладуть у скляні бюкси з 1 М розчином нітрату калію, закривають кришкою і залишають на 0,5–1 годину. Потім виготовляють препарати у цьому самому розчині і розглядають їх під мікроскопом. Використовуючи розчини роданіду калію зрізи можна вивчати відразу.

У полі зору в багатьох клітинах добре видно опуклий ковпачковий плазмоліз. На обох кінцях клітини видно набряклу цитоплазму, що має вигляд ковпачків. Утворення ковпачків є результатом набрякання колоїдів цитоплазми, зумовленого проникненням іонів K^+ і NO_3^- крізь плазмалему в мезоплазму.

Якщо таку саму спробу проробити з нітратом кальцію, ковпачковий плазмоліз не відбувається тому, що іон кальцію виявляє протилежну дію на цитоплазму порівняно з калієм.

Контрольні запитання

1. Чому утворюються ковпачки у плазмолізованій цитоплазми?
2. Який шар цитоплазми більш проникний – плазмалема чи тонопласт?

Література

1. Физиология и биохимия сельскохозяйственных растений / Н. Н. Третьяков, Е. И. Кошкин, Н. М. Макрушин; под ред. Н. Н. Третьякова. М.: Колос, 1998. 640 с.
2. Фізіологія рослин: підручник / М. М. Мусієнко. К.: Либідь, 2005. 808 с.
3. Физиология растений / Н. Д. Алехина, Ю. Б. Балнокин, В. Ф. Гавриленко; под ред. И. П. Ермакова. М.: изд. центр «Академия», 2007. 640 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА №3

ВИЗНАЧЕННЯ ЖИТТЄЗДАТНОСТІ НАСІННЯ ЗА ЗАБАРВЛЕННЯМ ЦИТОПЛАЗМИ

Обладнання, об'єкти, реактиви: мікроскопи, предметні стекла і накривні скельця; бритви; спиртівки; пінцети, ланцети; препарувальні голки; цибуля; традесканція; бульби картоплі; 0,002–0,005 %-й розчин нейтрального червоного.

Основні відомості. Цитоплазма живої рослинної клітини пропускає воду і багато інших речовин у клітину, зокрема вітальні (прижиттєві) барвники, які забарвлюють клітинний сік. Одним з таких барвників є нейтральний червоний. Якщо забарвлювати клітини розчином цього барвника при доступі повітря, то можна помітити, що, проходячи крізь цитоплазму, він дифундує у клітинний сік і забарвлює його в рожевий колір. Інтенсивність такого забарвлення залежить від рН клітинного соку. Якщо спостерігати деякий час за цим забарвленням в клітині, то можна побачити в цитоплазмі під мікроскопом утворення дрібних інтенсивно забарвлених гранул. Ці гранули поступово збільшуються. Вони є лізосомами, функцією яких є локалізація речовин, які потрапили в клітину і не беруть участі в обміні речовин. Появу в цитоплазмі яскраво забарвлених гранул вважають критерієм життєздатності клітини (рис. 5).

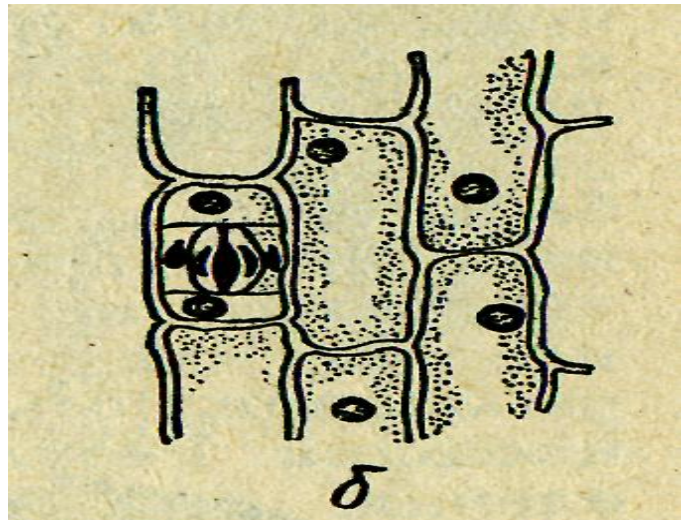
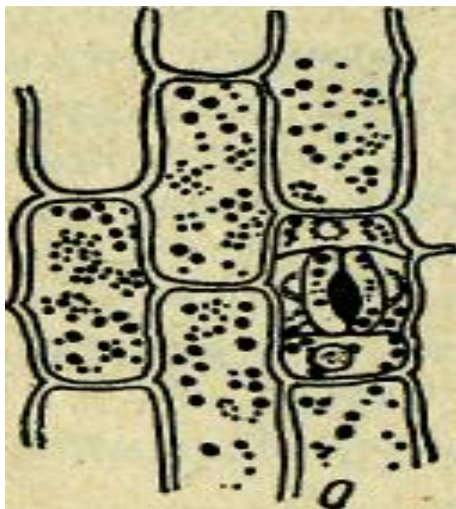


Рис. 5. Забарвлення живих і вбитих клітин листків традесканції (*Tradescantia virginica*) нейтральним червоним за М. С. Міллер:
а – забарвлені гранули клітин;
б – дифузне забарвлення вбитих клітин.

Живі і мертві клітини під дією нейтрального червоного забарвлюються неоднаково. При забарвленні мертвих клітин цим барвником лізосоми не виявляються, цитоплазма рівномірно забарвлюється розчину нейтрального

червоного рівномірно забарвлюється в жовто-рожевий колір. При цьому інтенсивніше забарвлюється ядро.

Метод прижиттєвого забарвлення має важливе практичне значення. Ним можна визначити життєздатність пилку, вічок бульб картоплі, обробленої фунгіцидами, або вбиті гіфи грибів під час протруювання зараженого насіння тощо.

Проведення роботи. Виготовляють зрізи епідермісу цибулі або листків традесканції і кладуть їх на предметне скло в краплину розчину нейтрально червоного. Спочатку препарати вивчають на малому збільшенні мікроскопа без накривного скельця. Через 10 хв, коли в клітинах зрізів почнуть проявлятися гранули, препарати накривають скельцями і продовжують розглядати їх при великому збільшенні сухої системи мікроскопа. Під час роботи уважно спостерігають і відмічають швидкість проникнення барвника в клітинний сік, рН в клітинах різних досліджуваних об'єктів тощо. Барвник нейтральний червоний є двоколірним індикатором. В кислому середовищі з рН-6 він має малинове забарвлення, а в лужному – жовте. У клітинах тих зрізів, що перед забарвленням були вбиті (найчастіше клітини вбивають повільним нагріванням на полум'ї спиртівки), цитоплазма забарвлюється рівномірно, а ядро – інтенсивніше. Яскраво забарвлених гранул у цьому випадку не спостерігають. Результати спостережень записують у протоколах робіт через кожні 5, 10, 15 хв і роблять відповідні зарисовки.

Визначення життєздатності насіння за забарвленням цитоплазми

Обладнання, об'єкти, реактиви: штатив або ручні лупи; бритви; пінцети; ланцети; бюкси; препарувальні голки; фільтрувальний папір; насіння гороху, квасолі, пшениці, 2 %-й розчин індигокарміну; 2 %-й розчин фуксину кислого.

Основні відомості: У пошкоджених клітинах змінюється прижиттєва структура цитоплазми, в результаті чого збільшується її спорідненість до барвників. На цій властивості ґрунтуються методи визначення життєздатності насіння за забарвленням їх зародків вітальними барвниками. Життєздатним вважають те насіння, зародки якого не забарвлюються.

Проведення роботи. Метод Д. М. Нелюбова. Насіння гороху або квасолі, яке зволожувалось у термостаті протягом 16–18 год при температурі 20 °С, звільняють від насінних оболонок. 10 насінин кладуть у 0,2 %-й розчин індигокарміну на 2–3 год при температурі 30 °С. Потім барвник зливають, насіння старанно промивають і визначають його життєздатність. Насіння, сім'ядолі якого частково забарвились, а корінці зовсім не забарвились, вважають життєздатним. Якщо в насіння забарвленні корінці і сім'ядолі, – таке насіння переважно не життєздатне. Для біологічної перевірки беруть 10 насінин, кладуть їх у зволожені опилки або мокру ганчірку, щоденно зволожують і через 6–7 днів виявляють пророслі і не пророслі насінини. Результати порівнюють з даними, добутими під час забарвлення.

Метод М. М. Іванова. 10 зернівок пшениці, як знаходились у зволоженому стані протягом 10 год при температурі 18 °С, розрізають

бритвою вздовж борозенки і кладуть в 0,1 %-й розчин індигокарміну, або 0,2%-й розчин фуксину кислого на 15 хв. Після цього барвник зливають, насіння промивають водою, розкладають пінцетом на фільтрувальному папері і визначають життєздатність. У життєздатних зернівках зародки не забарвлені. У неживих або дуже пошкоджених зернівках зародки забарвлені інтенсивно. При визначенні життєздатності зернівок зручно користуватися ручними або штативними лупами.

Контрольні запитання

1. Як відрізнити життєздатне насіння від мертвого при забарвленні цитоплазми?
2. Чому пошкоджене насіння забарвлюється рівномірно?

Література

1. Кузнецов В. В., Дмитриева Г. А. Физиология растений. М.: Высш. шк., 2006. 742 с.
2. Плешков Б. П. Биохимия сельскохозяйственных растений. М.: Агропромиздат, 1997. 494 с.
3. Рубин Б. А., Ладыгина М. Е. Физиология и биохимия дыхания растений. М.: Наука, 1994. 512 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА № 4

ВОДНИЙ ОБМІН РОСЛИН

Вода забезпечує постійний зв'язок між окремими органами рослини. Поживні речовини рухаються по рослині в розчиненому стані. Насичення водою (тургорний стан) забезпечує міцність тканин, збереження структури трав'янистих рослин, певну орієнтацію органів рослин у просторі тощо. Вода є тим середовищем, в якому відбуваються усі процеси обміну речовин. Нормальна життєдіяльність рослини спостерігається лише при повному забезпеченні водою. У сільськогосподарській практиці забезпечення рослин водою є одним з найважливіших заходів вирощування високих урожаїв.

Водний режим рослини складається з таких основних фізіологічних процесів: поглинання води, руху води по рослині і виділення води рослинним організмом. Поглинання і випаровування води є найбільш напруженими процесами водного режиму рослин. Водний баланс рослини визначають співвідношенням між кількістю поглинутої і кількістю виділеної води. Для нормального росту й розвитку рослин треба, щоб в неї надходило приблизно стільки води, скільки витрачається. В рослинах у процесі природного добору виробились пристосування до поглинання води (добре розвинена коренева система), до руху води (спеціальна провідна система), до зменшення випаровування (система покривних тканин і система продихів).

Вода надходить у рослину завдяки діяльності таких рушіїв, як кореневий тиск (нижній кінцевий двигун) і присисна дія транспірації (верхній кінцевий двигун). До найважливіших факторів, які регулюють поглинання, належать: доступна вологість ґрунту, температура, аерація ґрунту, осмотичні властивості середовища, яке оточує кореневу систему, глибина залягання коренів тощо. Основною силою, яка зумовлює надходження і рух води по рослині, є присисна сила випарування (верхній двигун), внаслідок якого виникає градієнт водного потенціалу (ψ_e) – міра енергії, що використовується водою для руху. Присисна сила транспірації передається кореням у формі гідродинамічного натягу, який пов'язує між собою роботу обох рушіїв.

Дослідження водного режиму рослин, його закономірностей має велике теоретичне і практичне значення, зокрема при розробці раціональних агротехнічних заходів, спрямованих на вирощування високих врожаїв сільськогосподарських культур.

Поглинання води кореневою системою

Обладнання, об'єкти: мірні циліндри; градуйовані пробірки; кристалізатори; скляні й гумові трубочки; термометри; бритви; нитки; вата; лід; взимку для дослідів беруть фуксію, пеларгонію, а влітку – соняшник, картоплю, огірки, гарбузи, помідори, квасолю, амарантус та ін.

Основні відомості. На коренях рослин утворюється багато корневих волосків, які виконують функцію поглинання води з ґрунту. Вода рухається від кори до судин кореня і завдяки нагнітальній силі піднімається судинами вгору. Силу, що зумовлює однобічну течію води по судинах, яка не залежить від транспірації, називають *корневим тиском*, або нижнім кінцевим рушієм водяної течії.

Якщо навесні до розкриття бруньок зрізати або поранити стовбур рослини, то з пораненого місця витікатиме рідина (пасока). Явище витікання рідини з перерізаного стебла дістало назву «плачу» рослин. В основі цього явища лежить нагнітальна активність кореневої системи. Оскільки «плач» рослини пов'язаний з використанням енергії, яка виділяється в процесі дихання, то він залежить насамперед від розвитку активної поверхні кореневої системи та наявності дихального матеріалу в коренях.

Кореневий тиск має велике значення особливо в той період, коли немає транспірації, і під час розкриття бруньок у деревних рослин навесні, коли ще дуже мала транспіраційна поверхня. «Плач» у рослин можна вивчати в кожній навчальній лабораторії.

Проведення роботи. Кореневий тиск і «плач» у рослин взимку вивчають у фуксії, влітку – у картоплі, огірках, гарбузах, помідорах, соняшника та ін. Краще вивчати рослини до настання фази цвітіння.

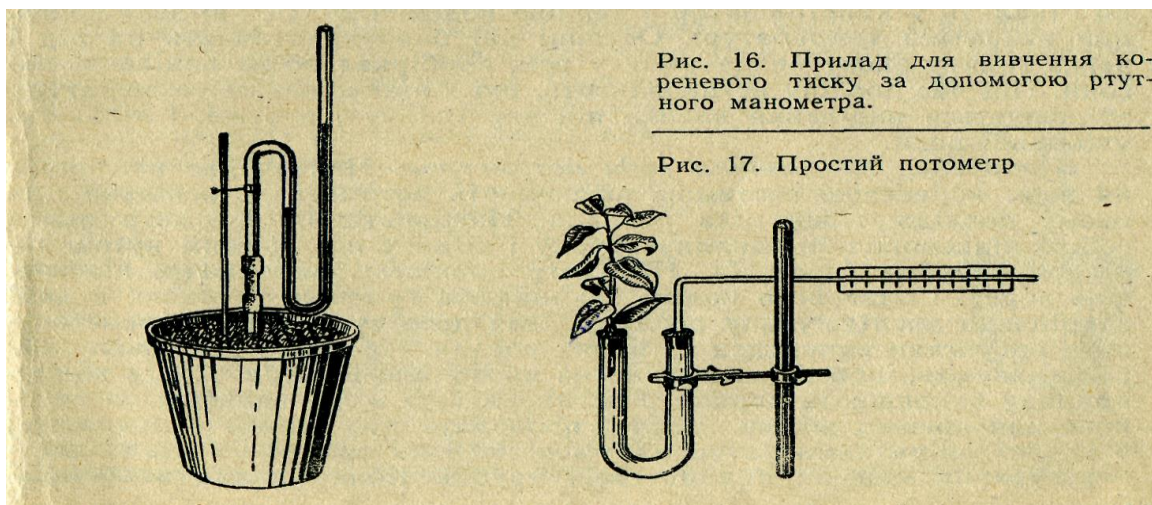


Рис. 6. Прилад для вивчення кореневого тиску за допомогою ртутного манометра

Рис. 7. Простий потометр

Вибрані для дослідів рослини зрізають на висоті 2–3 см від землі. На зрізаний пеньок натягують коротку гумову трубку такого діаметра, щоб вона щільно прилягала до пенька. В трубку вставляють скляну трубочку, обв'язують нитками і наливають у трубочку трохи води (рис. 6). Рівень води в нижній частині трубки позначають восковим олівцем. Після цього рослину добре поливають і стежать за рівнем води в трубці – спочатку він трохи спаде, а потім почне підніматися завдяки дії нагнітальної сили кореневої системи.

В природних умовах «плач» рослин можна вивчати при пораненні стовбурів берези, клену та інших рослин навесні до розпускання бруньок. «Плач» рослин як в лабораторних, так і в природних умовах можна виміряти. Для цього в гумову трубку на пеньку зрізаної рослини вставляють зігнуту скляну трубочку. В природних умовах таку трубку вставляють у просвердлену дірочку стовбура берези. Під відкритий кінець цієї трубочки ставлять мірний циліндр і через певний проміжок часу вимірюють об'єм пасоки, яка виділяється з рослини. Вимірювання пасоки дає змогу встановити інтенсивність «плачу» і виразити його в об'ємі за одиницю часу.

Вивчення впливу температури на швидкість виділення пасоки

Беруть 6 рослин соняшника (з однаково розвинутою кореневою системою і надземною частиною), вирощених протягом трьох тижнів в умовах водних культур. Бритвою зрізають стебельця, залишаючи пеньки 1–2 см заввишки. Декапітовані рослини кладуть у баночки, наливають туди по 80 мл водопровідної води і ватою закріплюють пеньки у коркових пробках. Потім на пеньки натягують гумові трубочки відповідного діаметра, заповнюють їх водою і вставляють у них скляні сифони з водою. Коли у всіх рослин почне виділятися пасока, кінчики сифонів опускають у градуйовані пробірки. Через годину визначають об'єм пасоки в пробірках. Після цього дві баночки ставлять у кристалізатор з теплою водою (35 °С), дві залишають при кімнатній температурі. Останні дві баночки ставлять на лід і через годину знову визначають у всіх пробірках об'єм виділеної пасоки. Під час досліду встановлюють, що з підвищенням температури збільшується виділення пасоки під час «плачу», а отже, і кількість увібраної води.

Проникність протоплазми при пошкодженні клітин

Обладнання: предметні скельця, леза, пінцети, спиртівки, препарувальні голки, столові буряки, коркові свердла, пробірки, 30 % розчин оцтової кислоти, 50 % розчин етилового спирту, 1 М розчин азотнокислого калію, дистильована вода, мірні циліндри чи пробірки на 10 мл, піпетки.

Проведення роботи. Налити в перші дві пробірки по 10 мл води, у третю – 10 мл 30 % розчину оцтової кислоти, у четверту – 50 % розчину етилового спирту.

З коренеплоду столового буряка вирізати однакові шматочки тканини циліндричної форми і порізати їх на диски товщиною 0,5 см. Промити їх водою і по 3 шт. вмістити у кожну з пробірок, попередньо позначивши пробірки. Перша пробірка є контролем, а другу необхідно прокип'ятити кілька хвилин. Після цього всі пробірки залишають на 30 хв.

Пробірки струшують (збовтують) і за інтенсивністю забарвлення визначають ступінь пошкодження тканини під дією того чи іншого фактора. Результати досліду вносять в таблицю.

№ пробірок	Варіанти досліду	Ступінь забарвлення розчину
1	Вода (контроль)	
2	Вода кип'ячена	
3	30 % розчин оцтової кислоти	
4	50 % розчин етилового спирту	

Зробити відповідні висновки.

Добові спостереження за «плачем» рослин на дослідних ділянках

Обладнання та матеріали: ті самі, що і в попередній роботі.

Основні відомості. Добовий ритм виділення соку спостерігається під час плачу, який у різних рослин відбувається неоднаково і залежить від їхніх біологічних особливостей та умов навколишнього середовища.

«Плач» рослин – осмотичне явище, тісно пов'язане з життєдіяльністю рослини. Із факторів середовища на «плач» рослин значно впливають вологість, аерація, температура в прикореневому шарі, концентрація навколишнього розчину тощо.

Проведення роботи. Увечері, напередодні досліду і вранці добре поливають рослини, на яких проводитимуться досліди. Найкращими для цього дослі-

ду є кукурудза, соняшник, картопля, помідори, боби, амарантус та ін. Навесні під час інтенсивного сокоруху цю роботу виконують з деревними рослинами.

Вранці стебла дослідних рослин зрізують гострим ножем, залишаючи пеньок 2–3 см заввишки. Всі бічні гілки на пеньку обрізають. На пеньок якнайшвидше натягують гумову трубочку з вставленою в неї зігнутою під гострим кутом скляною трубкою (рис. 8).

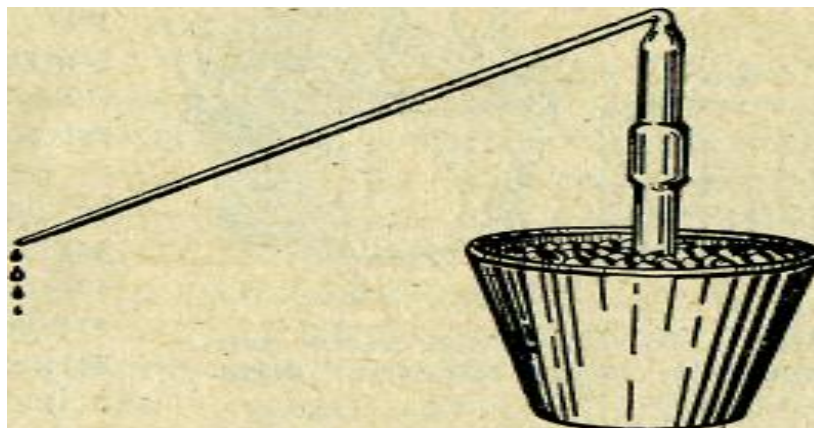


Рис. 8. Витікання пасоки з перерізаного стебла внаслідок впливу кореневого тиску

Діаметр трубки повинен відповідати діаметру стебла. Другий кінець скляної трубочки опускають у градуйовану пробірку і закривають ватним корком. Дослід доцільно закладати на різних видах рослин не менш ніж три рази. Спостереження проводять через кожні 2 год протягом дня. Наступного ранку вимірюють кількість виділеної пасоки за день і ніч. Добуті початкові дані результатів досліду записують у щоденники за такою схемою:

Назва рослин	Фаза онтогенезу	Години спостереження і кількість пасоки мл									Примітка
		8	10	12	14	16	18	20	22	За ніч	

Явище гутації. Вплив умов навколишнього середовища на гутацію у рослин

Обладнання, об'єкти, реактиви: водяна баня; кристалізатори; термометри; склянки з дірками у дні; фільтрувальний папір; проростки пшениці, ячменю, вівса та інших злаків; фуксія; філодендрон; хлороформ.

Основні відомості. Крім «плачу» у рослин спостерігається ще й виділення води листками, яке дістало назву *гутації*. Гутацію в природі можна спостерігати в похмурі дні восени або навесні, коли випаровування незначне, а надходження води в рослину достатнє. Гутація є результатом однобічної течії води крізь кореневі системи, яка відбувається при відсутності транспірації. Гутація відрізняється від «плачу» тим, що вона є нормальним фізіологічним явищем, не пов'язаним з пошкодженням рослини. Гутаційна крапля виступає крізь звичайні продихи або крізь гідатодеї – водяні продихи. Фізіологічне значення гутації полягає насамперед в підтриманні у рослин рівноваги між поглинанням і випаровуванням води. Пристосоване значення гутації можна побачити і в тому, що наприклад, у водяних рослин цей шлях виділення вологи єдино можливий.

Проведення роботи. Явище гутації в лабораторіях або біологічних кабінетах вивчають на молодих проростках злакових рослин, вирощених у темряві. Перед заняттям ці проростки виймають з темного місця, добре поливають і накривають склянкою, щоб створити вологе середовище біля проростків (рис. 9).

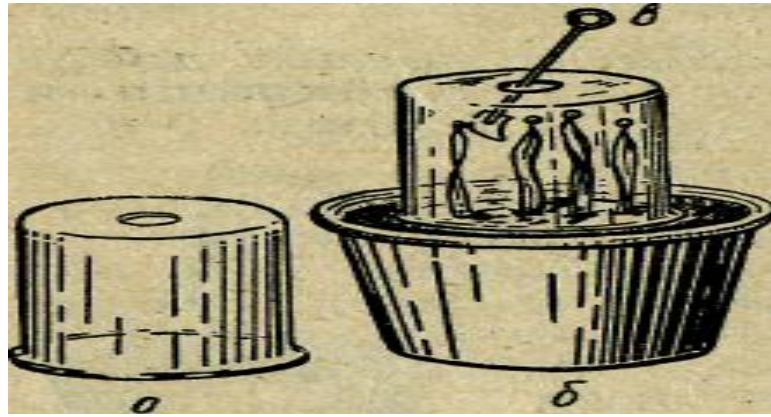


Рис. 9. Прилад для вивчення гутації в проростків:

а – стакан з отвором в дні; **б** – загальний вигляд приладу;
в – дротина з клаптиком фільтрувального папірця для зняття крапель

Через 30–60 хв після накривання на верхівках проростків з'являються краплини води, їх обережно знімають фільтрувальним папером через дірку в склянці. Досить скоро краплинки з'являються знову, їх теж знімають, і дослідні рослини вміщують в середовище, насичене паром хлороформу, для чого під склянку кладуть ватку, змочену хлороформом. В цих умовах гутація припиняється. Якщо вату з хлороформом з-під склянки забрати, гутація відновиться. Отже, хлороформ пригнічує діяльність кореневої системи, а вбирання води є активним фізіологічним процесом.

Дослідження впливу температури ґрунту та вологості повітря на процес гутації

Беруть 4 горшечки з проростками злакових рослин. Один горшечок ставлять у кристалізатор з кімнатною водою, другий – в кристалізатор із снігом або льодом, а третій – у посудину з водою, нагрітою до температури 35 °С. Четвертий горшечок (контроль) залишають при кімнатних умовах. Далі смужкою фільтрувального паперу знімають на проростках краплі, накривають три перших горшечки склянками і спостерігають за швидкістю виділення краплин рідини на кінчиках проростків. Для більшої точності після появи перших краплин їх знімають фільтрувальним папером через дірки в склянках і тільки після цього відмічають, за який проміжок часу виділяться нові краплі. Результати дослідження записують за такою схемою:

Об'єкт	Умови досліджу	Проростки без накривання			Проростки без накривання
		0 °С	18 °С	35 °С	
	Гутація краплин/год				

У висновках пояснюють, чому в різних варіантах гутація відбувається з різною інтенсивністю.

Визначення інтенсивності транспірації ваговим методом

Обладнання, об'єкти, реактиви: технічні ваги і різноважки; торсійні терези; ножиці; міліметровий і фільтрувальний папір; чашки Петрі; дослідні рослини; кристалізатор; пробірки; вазелін.

Основні відомості. Крім нижнього рушія водяної течії – кореневого тиску – у рослин є ще верхній кінцевий рушій – випаровування води листками, яке дістало назву *транспірації*. Випаровування води, або транспірація, у рослин буває продиховою і кутикулярною. Транспірація – складний фізіологічний процес, який у житті рослини відіграє важливу роль. Завдяки транспірації вода надходить у рослину і рухається по ній. Транспірація захищає рослину від перегрівання, сприяє нормальному перебігу процесу фотосинтезу.

Характеризують транспірацію такі показники: *інтенсивність, продуктивність, коефіцієнт і відносність*. Кількість випаровуваної води з одиниці листової поверхні в одиницю часу називають *інтенсивністю транспірації*, яку виражають у грамах на 1 м^2 , 1 дм^2 , 1 см^2 за годину. Кількість утвореної сухої речовини на 1 кг випарованої води дістала назву *продуктивності транспірації*. Вона становить у середньому 3 г сухої речовини при проходженні 1 кг води. Транспіраційний коефіцієнт показує, скільки води рослина витрачає на побудову одиниці сухої речовини. Він буває від 125 до 1000, а в середньому дорівнює 300 одиницям. Відносною транспірацією називають відношення інтенсивності транспірації з одиниці площі листка до інтенсивності випаровування з такої самої площі вільної водної поверхні за одиницю часу. Вона дорівнює величині, меншій одиниці.

Ваговий метод вивчення інтенсивності і відносної транспірації ґрунтується на визначенні кількості випарованої води за зменшенням маси цілої рослини, пагона або окремого листка.

Проведення роботи. Для визначення транспірації ваговим методом беруть зрізану гілку з листками або окремий листок з пеларгонії чи іншої кімнатної рослини. Перед дослідом під водою поновлюють зріз на гілці або черешку листка (рис. 10). Далі гілку ставлять у пробірку з водою і зверху на воду наливають трохи олії, щоб вода не випаровувалась з пробірки. Пробірку прив'язують ниткою до терезів (рис. 11), зважують і залишають на 1–2 год для транспірації. Паралельно з цим наливають у чашку Петрі води, зважують її і ставлять на випаровування води з відкритої поверхні (для визначення відносної транспірації).

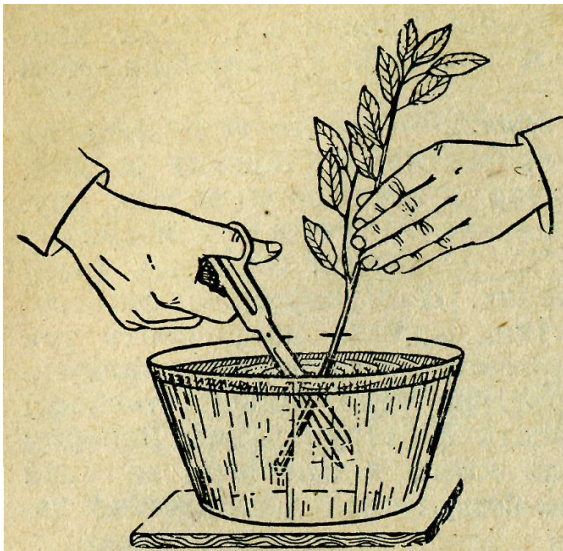


Рис. 20. Поновлення зрізу пагона (черешка) під водою.

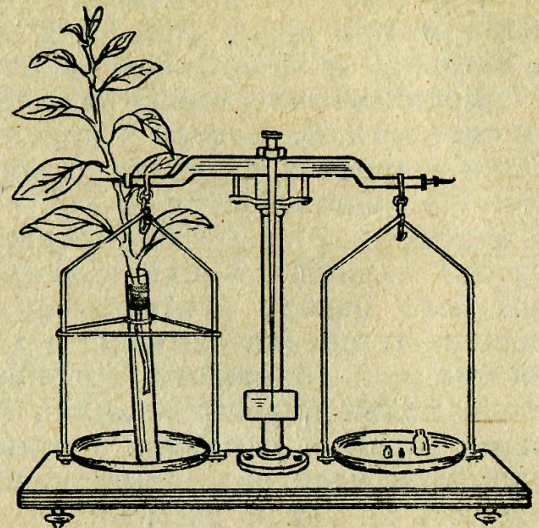


Рис. 21. Зважування пробірки з гілкою під час визначення транспірації ваговим методом.

Рис. 10. Поновлення зрізу пагона (черешка) під водою

Рис. 11. Зважування пробірки з гілкою під час визначення транспірації ваговим методом

Через 1–2 год пробірку з гілкою і чашку Петрі з водою знову зважують. Різниця у масі і показуватиме, скільки води випарувалося з листям рослини і з вільної водної поверхні чашки Петрі у процесі транспірації.

На основі добутих результатів обчислюють інтенсивність транспірації. Для цього треба знати площу листової поверхні, взяту для дослід, яку визначають методом зважування. Це швидкий і зручний метод. Листки рослини накладають на папір (краще на міліметровий), старанно обводять олівцем, вирізають і зважують їх контури на торсійних терезах. Одночасно вирізають з цього самого паперу квадрат в 100 см^2 і також зважують. За пропорцією знаходять площу листків:

$$\frac{a}{b} = \frac{c}{S},$$

де a – маса квадрата паперу в 100 см^2 , г; b – маса контуру листка з паперу, г; c – площа квадрата, см^2 ; S – площа листка, см^2 .

Знайшовши площу листової поверхні, обчислюють інтенсивність транспірації за такою формулою:

$$J_T = \frac{n \cdot 60 \cdot 10000}{S \cdot t} \text{ г}/(\text{м}^2 \text{ год}),$$

де J_T – інтенсивність транспірації, $\text{г}/\text{м}^2$ за годину; n – кількість води, яка випарувалася листком за час дослід, г; S – площа листка, см^2 ; t – тривалість дослід, хв; 60 – коефіцієнт перерахунку хвилин в години; 10000 – коефіцієнт перерахунку, $\text{см}^2/\text{м}^2$.

За цією самою формулою визначають і інтенсивність транспірації з вільної водної поверхні чашки Петрі. Площу чашки Петрі обчислюють за формулою $S = \pi r^2$.

Нарешті, визначають так звану відносну транспірацію (T) – відношення інтенсивності транспірації досліджуваних листків (J_T) до інтенсивності випаровування води з вільної поверхні (E):

$$T = \frac{J_T}{E}$$

Під час проведення цієї роботи студенти визначають інтенсивність транспірації у старих і молодих листках рослини, у різних видах рослин (мезофітів, сукулентів тощо), у проростках, вирощених на світлі і в темряві, у рослинах, взятих з різних варіантів вегетаційних та польових дослідів. Добуті середні дані результатів дослідів записують у робочих зошитах за схемою:

Варіанти дослідів	Час проведення дослідів, год		Тривалість дослідів, хв	Маса, г		Втрати маси, г	Площа, см ²	Інтенсивність транспірації, г/(м ² год)
	початок	кінець		на початку	в кінці			
Пагони з листками								
Чашка Петрі з водою								

Контрольні запитання

1. Поясніть явища «плач» рослин та гутація?
2. Як провести добові спостереження за «плачем» рослин на дослідних ділянках?
3. На чому ґрунтується ваговий метод вивчення інтенсивності і відносної транспірації рослин?

Література

1. Величко Л. Н., Меркушина А. С., Чорна Л. В. Практикум з фізіології рослин. Умань, 2006. 76 с.
2. Мусієнко М. М. Фізіологія рослин : Підручник. Київ : Фітосоціоцентр, 2001. 392 с.
3. Самойленко Т. Г., Самойленко М. О., Рожок О. Ф. Практикум з фізіології рослин : Навчальний посібник. Миколаїв : МНАУ, 2013. 413 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА №5

ВИЗНАЧЕННЯ ТРАНСПІРАЦІЇ ЗА ШТАЛЕМ

Обладнання, об'єкти, реактиви: мікроскопи; предметні стекла і накривні скельця; пінцети; електроплитка; скляні пластинки; скляні банки; канцелярські скріпки; дослідні рослини; 5 %-й розчин хлориду кобальту.

Основні відомості. Метод порівняльного визначення транспірації верхнього і нижнього боків листка за допомогою хлоркобальтового паперу ґрунтується на зміні кольору фільтрувального папірця, просоченого 5%-м розчином хлориду кобальту при поглинанні ним парів води під час випаровування води листовою поверхнею. За часом, який необхідний для переходу забарвлення кобальтового папірця із синього (CoCl_2) в рожевий ($\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$), роблять висновок про інтенсивність транспірації верхнього і нижнього боків листової поверхні. Метод дуже простий і зручний, його можна також застосовувати для спостережень за рухом продихів протягом дня на заняттях під час літньої навчально–польової практики.

Проведення роботи. До початку роботи готують кобальтовий папір. Для цього беруть фільтрувальний папір (або тонкі обеззолені фільтри), намочують у 5%-му розчині хлориду кобальту $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ і просушують спочатку між сухими аркушиками фільтрувального паперу, а потім на повітрі до повітряно-сухого стану. Далі смужки паперу розрізають на квадратики (1 см х 1 см) або кружечки (1 см діаметром). Щоб папір став голубим, його підсушують над електричною плиткою і зберігають у банці з притертим корком, на дно якої кладуть трохи CaCl_2 .

Для визначення транспірації пінцетом беруть клаптики голубого хлоркобальтового паперу, швидко прикладають з обох боків до листка і, щоб притримувати їх, кладуть зверху на них скляні пластинки, які скріплюють пінцетами або канцелярськими скріпками (рис. 12). Замість скла можна використати відмиту фотоплівку.

Далі спостерігають, через скільки хвилин порожевіють хлоркобальтові папірці на верхньому і нижньому боках листків. За часом порожевіння визначають, з якого боку листка інтенсивніше відбувається транспірація. Після закінчення досліду виготовляють мікропрепарати з нижнього і верхнього епідермісу досліджуваних листків і визначають під мікроскопом кількість продихів у них.

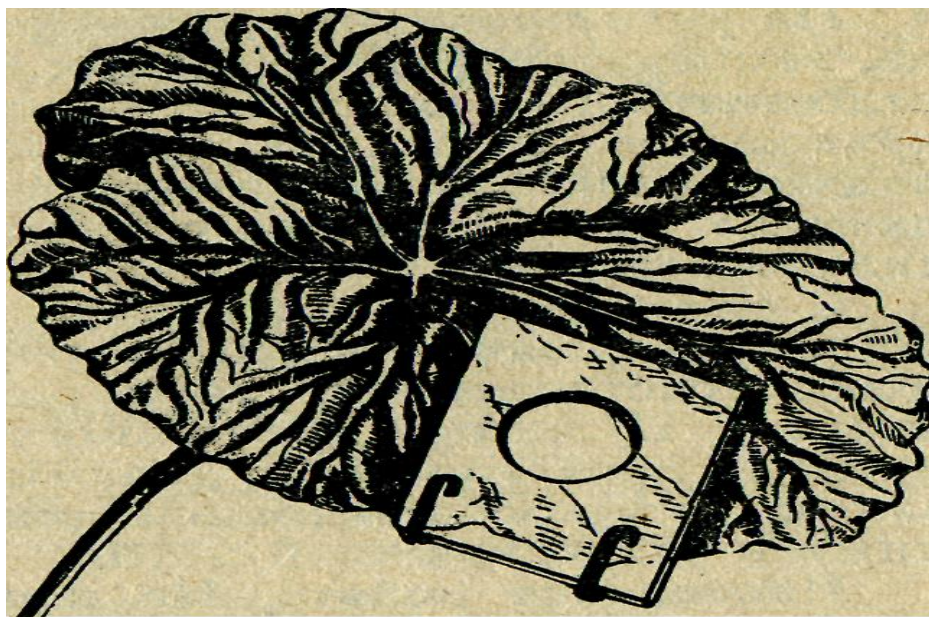


Рис 12. Визначення транспірації за допомогою хлоркобальтового паперу

Для цього в 3–5 полях зору мікроскопа підраховують кількість продохів і виводять середнє. Результати дослідів записують за таким зразком:

Об'єкт	Поверхня листків	Час проведення досліді протягом дня, год					Час, за який порожевіли папірці, хв	Кількість продохів у полі зору мікроскопа, середнє з 5
		8	10	12	14	і т. д.		

Контрольні запитання

1. На чому ґрунтується хлоркобальтовий метод визначення інтенсивності транспірації?
2. Шматочок голубого хлоркобальтового паперу, прикладений до верхнього боку листка бегонії, порожевів за 20 хв, до нижнього – за 5 хв. Про що це свідчить?
3. Хлоркобальтовий папірець, прикладений до верхнього й нижнього боків листка пшениці, порожевів за 5 хв. Поясніть це явище.

Література

1. Векірчик К. М. Фізіологія рослин (практикум). К.: Вища школа, 1994. 239 с.
2. Власенко М. Ю., Вельямінова-Зернова Л. Д. Фізіологія рослин. Біла Церква, 1999. 303 с.
3. Проценко Д. П. Фізіологія рослин. К.: Вища школа, 1998. 310 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА № 6

ВИЗНАЧЕННЯ СТАНУ ПРОДИХІВ МЕТОДОМ ІНФІЛЬТРАЦІЇ

Пояснення. Продихи – це специфічні отвори в епідермісі, крізь які відбувається газообмін. Зовні продих має вигляд щілини між двома клітинами своєрідної будови. Ці дві серпоподібні клітини, що змикаються між собою протилежними кінцями (замикаючі клітини) значно відрізняються від інших клітин епідермісу за формою та за наявністю хлоропластів.

Продихи розміщені з нижнього боку листової пластинки, але у деяких рослин - і з верхнього (капуста, злаки).

Загальна площа продихів коливається від 1 до 2 % всієї листової поверхні. Кількість продихів на листках рослин варіює від 40 до 600 на 1мм² залежно від виду.

На листках з паралельним жилкуванням (у хвойних) продихи розташовані паралельними рядами, на листках інших рослин - без певного порядку, рівномірно.

Стан продихів залежить від величини осмотичного тиску у замикаючих клітинах, а також від вмісту води в клітинах мезофілу, від температури, тощо.

Методом інфільтрації користуються для визначення стану продихів в польових умовах. Він базується на різній ступені проникності (інфільтрації) хімічних речовин крізь продихи.

Мета роботи. Визначити стан продихів методом інфільтрації рослин різних видів.

Прилади і матеріали. Листки рослин різних видів, ксилол, бензол, спирт, піпетки, ножиці.

Хід роботи. Відібрати листки 10 рослин (верхній, середній, нижній яруси) з різними умовами існування.

Розкласти листки на столі нижньою стороною листової пластинки догори і обережно піпеткою нанести на кожний по краплині бензолу, ксилолу і спирту таким чином, щоб вони не злилися між собою. Якщо рідина проникає, на листку утворюється темна пляма (при спостереженні проти світла - прозора). При відсутності інфільтрації рідина випаровується не залишає сліду. Результати інфільтрації зафіксувати в таблиці знаками «+» і «-».

Ксилол, бензол і спирт мають різні фізичні властивості, тобто різну здатність до інфільтрації (просочування). Спирт проникає тільки через широко відкриті продихи, бензол – напіввідкриті, ксилол - навіть через слабо відкриті.

При повному відкритті продихів можна спостерігати появу плям від усіх трьох речовин. Якщо плями взагалі не утворюються, це означає, що продихи закриті.

Висновки щодо зробленої роботи та результати дослідження записати у таблицю.

Визначення стану продихів методом інфільтрації

Назва рослини	Умови росту, ярусність	Інфільтрація			Висновки про стан продихів
		ксилол	бензол	спирт	

Контрольні запитання

1. Яке біологічне значення має транспірація?
2. Яка будова продихового апарата?
3. У чому полягає механізм відкриття і закриття продихів?

Література

1. Кузнецов В. В., Дмитриева Г. А. Физиология растений. М.: Высш. шк., 2006. 742 с.
2. Плешков Б. П. Биохимия сельскохозяйственных растений. М.: Агропромиздат, 1997. 494 с.
3. Рубин Б. А., Ладыгина М. Е. Физиология и биохимия дыхания растений. М.: Наука, 1994. 512 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА № 7–8

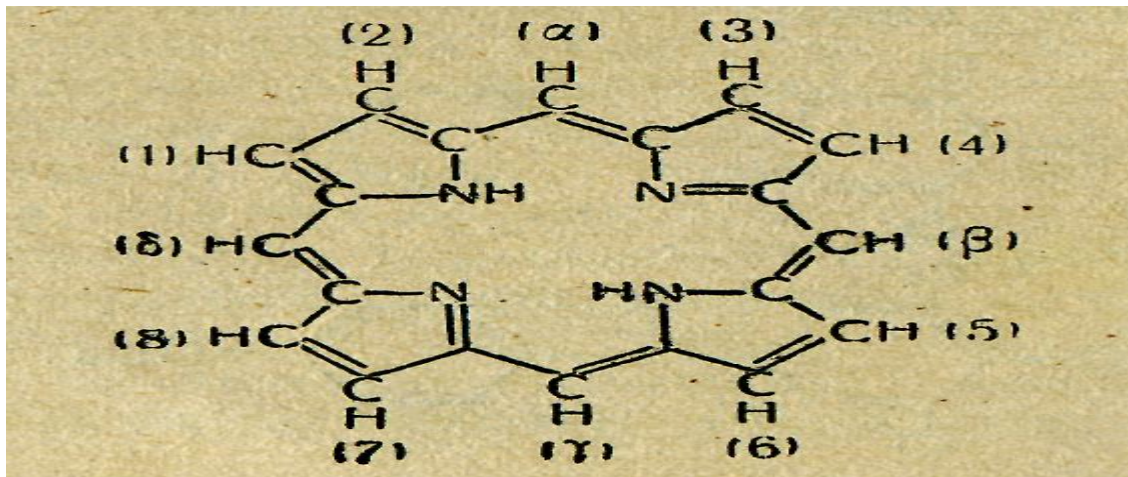
ПІГМЕНТИ ХЛОРОПЛАСТІВ. ПРОДУКТИВНІСТЬ ФОТОСИНТЕЗУ

Пігменти фотосинтетичного апарата нижчих і вищих рослин

Обладнання, об'єкти, матеріали: мікроскопи; предметні стекла і накривні скельця; бритви; препарувальні голки; ящики (40x30x6 см); горщечки для квітів; ножиці; чорний папір; садова земля; насіння квасолі і ячменю або інших культур.

Основні відомості. Основну роль у фотосинтезі відіграють пігменти. Вони виконують функцію первинних акцепторів світлової енергії і здійснюють подальше її перетворення в хімічний потенціал. Пігменти фотосинтезуючих систем поділяють на три основні групи.

Хлорофіли – зелені пігменти – сполуки тетрапірольної природи. Вони є магнійпорфіринами. В основі їх хімічної будови лежить тетрапірольна циклічна структура порфіну:



Каротиноїди – жовті, оранжеві пігменти, які мають поліізопреноїдну природу. Основою хімічної будови каротиноїдів є ненасичений вуглеводневий ланцюг, що складається з молекул ізопрену.

Останніми роками ідентифіковано близько двохсот каротиноїдів. Найважливішими з них є *каротини* і *ксантофіли*.

Фікобіліни – пігменти синьо-зелених і червоних водоростей. Вони мають тетрапірольну незамкнену структуру, тобто, як і порфірини, складаються з чотирьох пірольних кілець, але, на відміну від порфіринів, сполучені у вигляді розгорнутого ланцюга і не містять важкого металу.

Представниками фікобілінів є *фікоціан* $C_{34}H_{42}N_4O_9$ – пігмент синьо-зелених водоростей і *фікоеретрин* $C_{34}H_{42}N_4O_8$ – типовий пігмент червоних водоростей.

Необхідність світла для утворення хлорофілу

Основні відомості. Крім генетичних факторів велике значення для утворення хлорофілів мають умови навколишнього середовища: світло,

температура, кисень, ґрунтове живлення, вода та ін. Найважливішою умовою, необхідною для утворення хлорофілу в рослинах, є світло, насамперед його спектральний склад.

Проведення роботи. Ящики або горщечки набивають садовою землею, висівають у них насіння люпину, квасолі, кукурудзи тощо, поливають і ставлять у темне місце. Ящики можна також накрити темною кришкою. Після появи сходів з жовтих сім'ядолей роблять тоненькі анатомічні зрізи і вивчають їх під мікроскопом при великому збільшенні (40^x). У клітинах добре видно маленькі круглі або овальні тільця, які часто називають проламелярними тільцями, або пропластидами. Якщо ящики відкрити і виставити етиольовані проростки на світло, то вони зеленіють. У проростках під впливом світла утворюється хлорофіл. З позеленілих сім'ядолей знову роблять анатомічні зрізи і розглядають їх під мікроскопом. Тепер у клітинах добре видно зеленого кольору тільця – хлоропласти, в яких утворились зелені пігменти.

В шкільних умовах цей дослід можна демонструвати ще простіше. Ящики або горщечки, набиті садовою землею, густо засівають ячменем або іншою культурою, поливають, закривають від світла і пророщують. Через 2–3 дні після появи сходів ящики відкривають і демонструють студентам етиольовані проростки жовтого кольору. Після цього ящики знову накривають кришкою, в якій вирізано слово «світло» або «хлорофіл», і виставляють на світло. Через 3–4 дні відкривають ящики і роблять відповідні висновки.

Способи добування витяжки пігментів хлоропластів

Обладнання, об'єкти, реактиви: насос Комовського; фарфорові ступки; ножиці; лійки; скляні фільтри; пробірки; піпетки місткістю 1–5 мл; скляні палички; фільтрувальний папір; зелені листки; чистий кварцовий пісок; етиловий спирт; ацетон; бензин; петролейний ефір; MgCO₃; CaCO₃; вазелін.

Основні відомості. Щоб детально вивчити хімічні й фізичні властивості пігментів хлоропластів тощо, їх вилучають із зелених тканин рослин і відокремлюють один від одного. Пігменти зелених листків добре розчиняються в ліпоїдних розчинниках, їх можна екстрагувати із свіжого і фіксованого матеріалу. Вибираючи розчинники, треба враховувати розчинність самих пігментів. Залежно від хімічного складу розрізняють *полярні* (спирти, ацетон) і *неполярні* (бензин, петролейний ефір, гексан та ін.) розчинники.

Зелені і жовті пігменти є ліпофільними сполуками, а тому добре розчиняються у всіх розчинниках: спирті, ацетоні, бензині, ефірі, петролейному ефірі тощо. Найкраще зелені пігменти екстрагуються з листків полярними розчинниками або сумішшю полярних і неполярних розчинників. У навчальних лабораторіях найчастіше пігменти з листків вилучають спиртом або ацетоном. Пігменти доцільно вилучати з листків різних екологічних груп рослин, різних ярусів рослини тощо.

Проведення роботи. Із свіжих зелених листків (без середньої жилки і черешка) відважують 0,5–1 г, нарізають ножицями і кладуть у ступку. До подрібненої маси на кінчику скальпеля додають $MgCO_3$ або $CaCO_3$ (для нейтралізації кислот клітинного соку), трохи чистого кварцового піску або подрібненого скла і 5 мл 95 %-го розчину спирту. Суміш старанно розтирають до однорідної маси і поступово доливають (5 мл) етилового спирту. Після цього носик ступки із зовнішнього боку змазують вазеліном і обережно по скляній паличці зливають розтерту масу у лійку з складчастим фільтром або переносять на скляний фільтр № 3. Залишок у ступці і на фільтрі промивають невеликими порціями 80 %-го розчину спирту до повного вилучення хлорофілу. Фільтрат переносять у мірну колбочку, доводять до мітки (25–30 мл) і залежно від поставленого завдання досліджують пігменти.

Для екстракції хлорофілу з сухого матеріалу беруть певну наважку сухих листків, кладуть у конічну колбу об'ємом 200 мл і обливають кип'яченою водою. Після цього воду зливають, додають 100 мл етилового спирту, закривають колбу корком із зворотним холодильником, кип'ятять на водяній бані 5 хв, охолоджують і витяжку обережно зливають у другу чисту колбу. Екстракт використовують для дослідів.

Розподіл пігментів (за Г. Краусом)

Обладнання, об'єкти, реактиви: лійки з поділками; пробірки; піпетки градуйовані місткістю 1–10 мл; спиртова витяжка пігментів зеленого листка; бензин; вода.

Основні відомості. Метод розподілу зелених і жовтих пігментів за Г. Краусом ґрунтується на різній розчинності їх в етиловому спирті і бензині. Ці розчинники при зливанні не змішуються і утворюють дві фази – верхню – бензинову і нижню – спиртову. Завдяки цьому відбувається розподіл компонентів суміші.

Проведення роботи. У пробірку наливають 2–3 мл спиртової витяжки пігментів, 3–4 мл бензину і 2–3 краплі води. Закривають пробірку корком, збовтують 1–2 хв, ставлять пробірку в штатив і спостерігають. В міру розшарування емульсії верхній бензиновий шар забарвлюватиметься в зелений колір завдяки кращій розчинності в ньому хлорофілу. У цьому шарі міститься і каротин, але його забарвлення маскується хлорофілом так само, як і в зеленому листку. У нижньому спиртовому шарі залишається ксантофіл, а тому цей шар матиме золотисто-жовтий колір. Якщо нижній шар помутніє (від надлишку води), то треба додати кілька крапель спирту.

Щоб відокремити увесь ксантофіл, суміш з пробірки виливають у ділильну лійку з краником і жовтий шар рідини зливають у чисту пробірку. В кінці роботи роблять висновок про різну розчинність пігментів у спирті і бензині та про наявність у спиртовій витяжці жовтих пігментів. Розділені пігменти не виливають, а використовують у подальшій роботі.

Розподіл жовтих пігментів (за К. А. Тімірязєвим)

Обладнання, об'єкти, реактиви: ділильні лійки; колби місткістю 50–100 мл; скляні палички; фільтрувальний папір; спиртова витяжка пігментів зеленого листка; концентрований розчин баритової води $\text{Ba}(\text{OH})_2$; етиловий спирт; петролейний ефір.

Основні відомості. Під час розподілу пігментів зелених листків за методом Г. Крауса не можна повністю розділити їх, оскільки в зеленому бензиновому шарі містяться хлорофіл і каротин. Для розділення жовтих пігментів – каротинів і ксантофілів – у навчальних лабораторіях можна використовувати простий метод, розроблений К. А. Тімірязєвим. При цьому методі хлорофіл руйнується під впливом рідкого лугу і залишається на фільтрі в формі нерозчинної баритової сполуки.

Проведення роботи. До добутої спиртової витяжки пігментів із зеленого листка додають концентрованого розчину баритової води $\text{Ba}(\text{OH})_2$ і залишають відстоюватись протягом 24 год. За цей час у колбі утворюється зелений осад, в якому містяться жовті пігменти. Осад відфільтровують на паперовому фільтрі і залишають, а непотрібний фільтрат викидають. Осад на фільтрі кілька разів промивають 95 %-м розчином етилового спирту і переливають у суху чисту колбу. У спиртовому фільтраті містяться жовті пігменти – каротини і ксантофіли. Добутий фільтрат ще 1–2 рази фільтрують і додають до нього петролейний ефір. Суміш добре збовтують, переносять у ділильну лійку і відстоюють. У верхньому петролейному шарі буде каротин, а у нижньому спиртовому – ксантофіл. Обережно зливаючи нижній шар, відділяють пігменти окремо і вивчають їхні хімічні та оптичні властивості.

Контрольні запитання

1. Які пігменти містяться в хлоропластах зелених рослин?
2. Як вилучити хлорофіл з листка?
3. Чому у багатьох рослинах верхній бік листків більш зелений, ніж нижній?
4. Як вилучають жовті пігменти з листків?

Література

1. Практикум з фізіології рослин / О. В. Брайон, В. Г. Чиколенко. К.: Вища школа, 1995. 189 с.
2. Лебедев С. И. Физиология растений. М.: Агропромиздат, 1998. 544 с.
3. Фізіологія рослин: підручник / М. М. Мусієнко. К.: Либідь, 2005. 808 с.

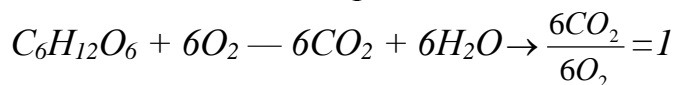
ПРАКТИЧНА РОБОТА №9–10

ВИЗНАЧЕННЯ ДИХАЛЬНОГО КОЕФІЦІЄНТА ПРОРОСТАЮЧОГО НАСІННЯ ТА ІНТЕНСИВНОСТІ ДИХАННЯ ЗА ВИДІЛЕННЯМ ВУГЛЕКИСЛОГО ГАЗУ

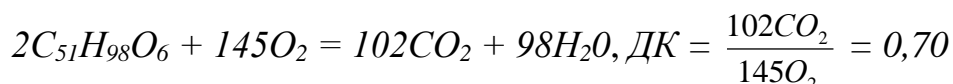
Обладнання, об'єкти, реактиви: штативи; гумові корки з вставленими в них зігнутими під прямим кутом тонкими градуйованими трубками; піскові годинники на 3–5 хв; ножиці; пінцети; міліметровий папір; фільтрувальний папір; проросле і набубнявіле насіння соняшника, ріцини, коноплі та інших культур; вазелін; 20 %-й розчин КОН.

Основні відомості. Дихальний матеріал значно впливає на газообмін у процесі дихання. Щоб характеризувати співвідношення між виділеною вуглекислою і увібраним киснем користуються показником, який називають дихальним коефіцієнтом (*ДК*) і $\frac{CO_2}{O_2}$.

Величина *ДК* залежить від ступеня відновлюваності органічної речовини, яка використовується при диханні, від забезпечення клітини що дихає киснем тощо. Наприклад, коли дихальним матеріалом є вуглеводи, то *ДК* дорівнюватиме одиниці тому, що при окисленні гексози (глюкози або фруктози) об'єми газів, які обмінюються при диханні, однакові:



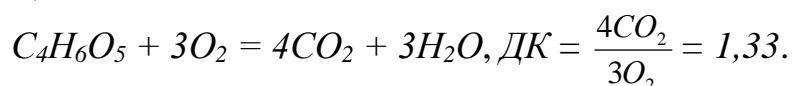
Коли в процесі дихання використовуються жири, наприклад, при диханні насіння олійних рослин, то *ДК* буде менше ніж одиниця, бо в молекулі жиру менше кисню, ніж у молекулі вуглеводу, і для окислення жиру витрачається більше кисню:



жир трипальмітин

Якщо для дихання використовуються білки, то *ДК* також буде меншим ніж одиниця.

Коли на дихання використовуються більш окислені речовини, ніж вуглеводи, білки і жири, наприклад, органічні кислоти, то величина *ДК* буде більшою за одиницю:



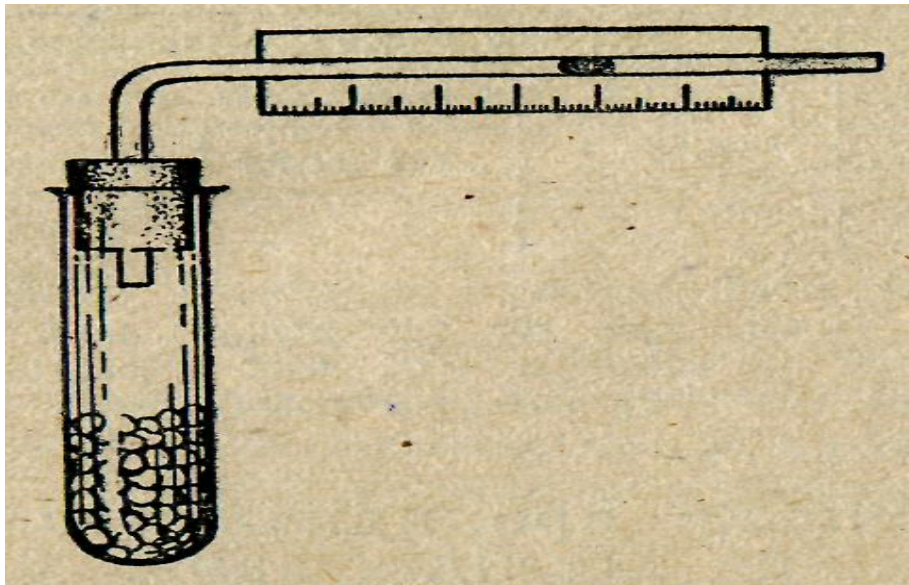


Рис. 13. Простий прилад для кількісного визначення коефіцієнта дихання пророслого насіння

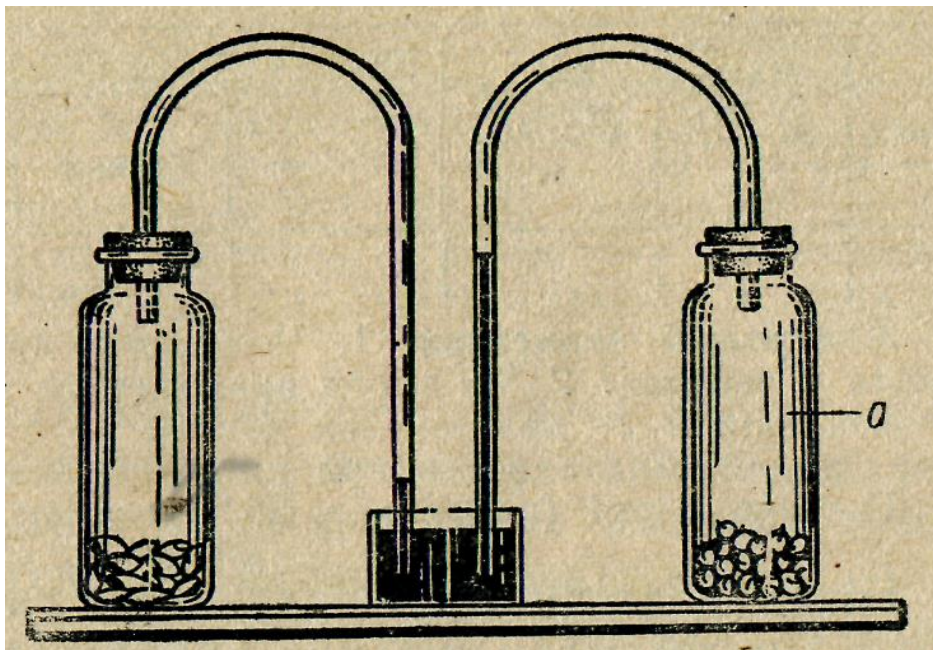


Рис. 14. Прилад для демонстрування визначення коефіцієнта дихання пророслого насіння в лабораторних умовах: *a* – банка з пророслим насінням олійних культур

Визначення величини дихального коефіцієнта широко використовують під час характеристики процесів дихання як організмів в цілому, так і їхніх органів і тканин.

Зручним об'єктом для визначення *ДК* є проросле насіння різних рослин, бо в ньому міститься багато однорідних запасних речовин: вуглеводів, жирів, білків тощо.

КД пророслого насіння різних сільськогосподарських культур визначають на простих приладах, які монтують з пробірок і скляних трубочок.

Щоб орієнтовно визначити величину *ДК*, досліджуваний матеріал вміщують у пробірку і щільно закривають її гумовим корком з градуйованою трубочкою, в якій знаходиться крапля олії (рис. 13). Якщо об'єми газів, які обмінюються при диханні, однакові, то крапля олії в трубочці не рухатиметься. Якщо ж *ДК* більший або менший за одиницю, то в трубці капля переміщується.

Проведення роботи. Щоб визначити *ДК* пророслого насіння, беруть дві пробірки або скляні банки, два гумових корка з вставленими в них зігнутими скляними трубочками, кристалізатор і монтують прилад (рис. 14). В одну пробірку або банку насипають (приблизно 1/4 об'єму) пророслого насіння пшениці, жита або ячменю, а в другу – соняшника, коноплі або якоїсь іншої олійної культури. Обидві банки щільно закривають корками з скляними трубками, кінці яких занурюють у кристалізатор із забарвленою водою. Через 30–50 хв відмічають, що в банці з насінням олійної культури по трубці засмоктується забарвлена вода з кристалізатора. В банці з насінням пшениці рівень води в трубці майже не змінився.

Добутий результат свідчить про те, що в тому випадку, коли дихання відбувається за рахунок окислення жирів, об'єм поглинутого O_2 більший від об'єму виділеного CO_2 . Якщо ж дихання відбувається за рахунок вуглеводів, то об'єми цих газів однакові. Отже, *ДК* у насінні олійних культур буде меншим за одиницю, а в насінні з переважаючим вмістом вуглеводів більшим за 1. Щоб кількісно визначити *ДК*, в пробірку насипають (приблизно до половини) наклюнутого насіння ріцини, соняшника, коноплі або льону, щільно закривають гумовим корком з вставленою в нього зігнутою градуйованою трубкою, в яку вводять краплю рідкої олії, створюючи цим самим в середині приладу замкнену атмосферу. Поки триватиме дослід, температура повинна бути сталою. Для цього прилад закріплюють у штатив або ставлять у колбу, щоб не нагрівався від рук.

Коли крапля олії відірветься від краю трубки, відмічають положення внутрішнього меніска краплі, перевертають пісковий годинник і після 5 хв роблять другий відлік, а ще через 5 хв – третій відлік. Після цього знаходять середню відстань, яку пройшла крапля за 5 хв. Ця відстань відповідатиме різниці між об'ємами поглинутого O_2 і виділеного CO_2 насіння (*A* мм).

Далі корок з трубкою обережно виймають з пробірки, провітрюють її і пінцетом кладуть у пробірку клаптик фільтрувального паперу, змоченого в концентрованому розчині луку (папірець не повинен торкатися насіння). Після цього пробірку знову щільно закривають корком, вводять у трубочку нову краплину олії і повторюють ті самі операції, що й в першому випадку. Тепер середня відстань, яку пройде крапля за 5 хв, виражатиме об'єм поглинутого в процесі дихання кисню (*B* мм), оскільки виділена вуглекислота поглинається лугом. Якщо позначити об'єм поглинутого кисню

– O_2 , а об'єм вуглекислого газу – CO_2 , то знаючи величини A і B , легко знайти дихальний коефіцієнт:

$$DK = \frac{CO_2}{O_2} = \frac{B - A}{B}$$

Результати досліду записують за такою схемою:

Об'єкт	Варіанти досліду	Швидкість руху краплі, мм/хв								$DK = \frac{B - A}{B}$
		без лугу (А)				з лугом (Б)				
		1	2	3	середнє	1	2	3	середнє	

Контрольні запитання

1. Що таке дихальний коефіцієнт?
2. Яка залежність ДК від природи субстрату, який використовується в процесі дихання?
3. Чому при диханні внутрішніх тканин масивних органів (соковиті плоди) КД буває меншим за одиницю?
4. Чому при дозріванні насіння олійних культур ДК інколи зростає до 2–3 і більше?

Література

1. Мусієнко М. М. Фізіологія рослин: підручник. К.: Либідь, 2005. 808 с.
2. Негода О. В. Лабораторний практикум з фізіології рослин. К., 2003. 109 с.
3. Физиология растений: учеб. / Н. И. Якушкина, Е. Ю. Бахтенко. М.: Гуманитар. изд. центр ВЛАДОС, 2005. 463 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА №11

ЗАКОНОМІРНОСТІ РОСТУ, РОЗВИТКУ РОСЛИН, ЇХ ЗАЛЕЖНІСТЬ ВІД ВНУТРІШНІХ ТА ЗОВНІШНІХ ФАКТОРІВ

Визначення зон росту кореня і стебла нанесенням позначок

Обладнання та матеріали: банки або циліндри для вологих камер; міліметрова лінійка або міліметровий папір; тоненькі голки; фільтрувальний папір; нитки; туш (виготовляють розтиранням сухої туші з 5 %-м розчином альбуміну); проросле насіння бобів, гороху, квасолі, кукурудзи, соняшника; термостат.

Основні відомості. Усі процеси росту й розвитку в рослині відбуваються завдяки поділу, росту й диференціації клітин. Ріст у довжину, галуження пагонів і коренів відбуваються завдяки діяльності апікальних (від лат. *apex* – верхівка) меристем верхівок пагонів і коренів. У товщину рослини ростуть за рахунок діяльності клітин камбію, або бічної меристеми. Отже, ростові процеси локалізуються в конусах наростання осьових органів, в основах листків і міжвузлів злакових, зумовлюючи їх лінійний ріст. У період росту клітини верхівок і бічних меристем безперервно діляться. Німецький фізіолог рослин Ю. Сакс виділив три фази росту клітин: ембріональну, розтягування і внутрішньої диференціації. Ембріональна фаза характеризується безперервним інтенсивним поділом клітин. У цій фазі під час поділу клітин збільшується їхня кількість і дуже мало змінюється розмір клітин. Навпаки, у фазі розтягування клітини набувають найбільшого розміру. У третій фазі росту – внутрішньої диференціації – кількість і розмір клітин не збільшуються. У цій фазі звичайні клітини перетворюються на різні спеціалізовані утворення.

Для виявлення зони росту кореня або стебла широко використовують метод нанесення позначок тушшю на поверхню органа на однакових відстанях одна від одної. В міру росту органа ці відстані збільшуються між позначками, що дає змогу робити висновок про інтенсивність росту різних ділянок зони росту досліджуваного органа.

Проведення роботи. 1. *Верхівковий ріст кореня і стебла.* Апікальний, тобто верхівковий, тип росту кореня і стебла демонструють на такому простому досліді. За 4–5 днів до занять у чашку Петрі на зволожений фільтрувальний папір кладуть 10 насінин гороху, накривають кришкою і ставлять у тепле місце. За тиждень до цього таку саму кількість насіння висівають у горщечок з ґрунтом, який також ставлять у тепле місце. На четвертий день під час занять беруть з чашки Петрі два проростки з однаковими за довжиною корінцями, відрізають у одного верхівку і кладуть на добре зволожений папір у нову чашку.

З проростками гороху, які появились у горщечку, проводять таку саму операцію, тільки зрізають не верхівку кореня, а верхівку стебельця, 1,5–2 см завдовжки. У першому досліді уже на другий день добре видно, що цілий

корінь продовжує рости у довжину, а у кореня з відрізаною верхівкою ріст припинився (рис. 15).

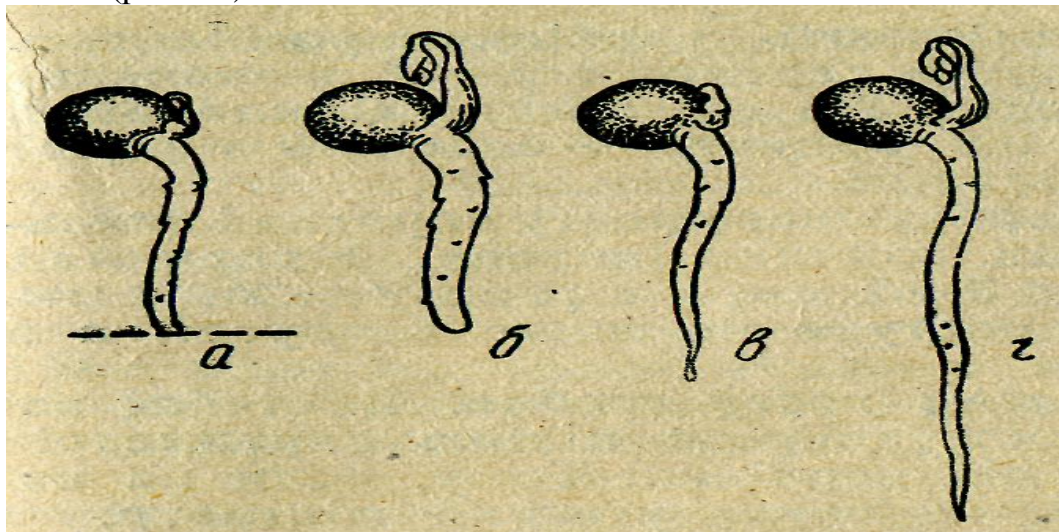


Рис. 15. Верхівковий ріст коренів у проростків гороху (за В. О. Тетюрєвим):

a – проросток з прищепленою верхівкою корінця; *б* – цей самий проросток в наступні дні (ріст корінця в довжину припинився); *в* – проросток з не прищепленою верхівкою корінця; *z* – цей самий проросток в наступні дні (ріст кореня продовжується).

У досліді зі зрізаними верхівками стебла через один – два дні також добре видно, що ріст стебла без верхівки припиняється. Отже, роблять висновок, що корінь і стебло ростуть своїми верхівками.

2. *Визначення зони росту кореня.* Беруть кілька пророслих насінин кінських бобів, гороху, кукурудзи або інших рослин з прямими коренями, 1,5–2 см завдовжки. Проростки обережно обсушують фільтрувальним папером і ниткою або тоненькою голкою, змоченою в розчині туші, наносять через кожен 1 мм, починаючи від кінчика кореня, поперечні позначки (рис. 16).

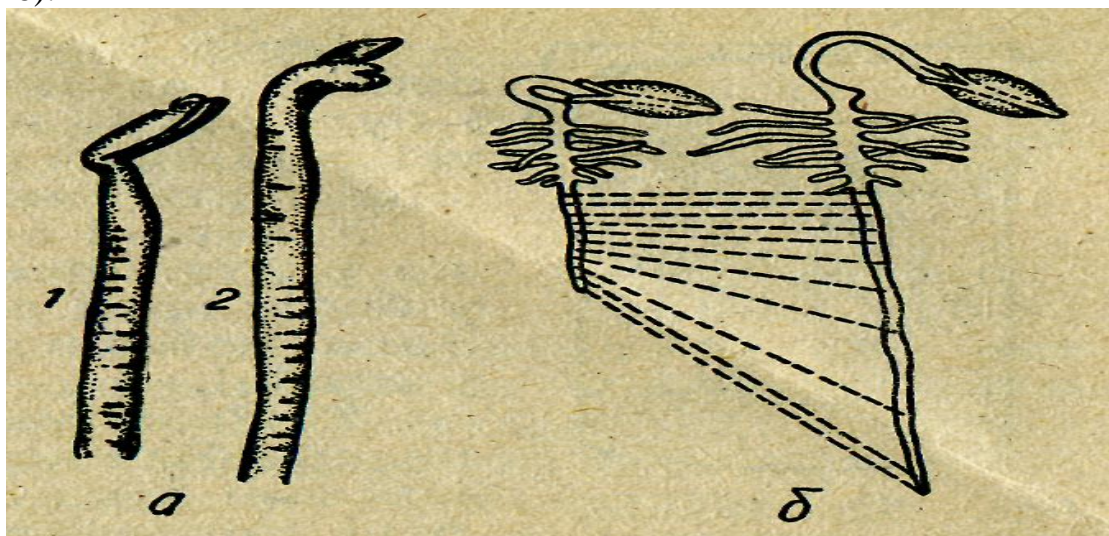


Рис. 16. Визначення зон росту стебла і кореня нанесенням позначок:

a – етіюльовані проростки кормових бобів; ***1*** – стебельце з тільки що нанесеними позначками; ***2*** – цей самий пагінець через добу; ***б*** – визначення зони росту кореня у проростків гарбуза

Проростки кладуть у вологу камеру. Для цього у банку наливають трохи води, а стінки зсередини обгортають фільтрувальним папером. Насіння з позначками наколюють на шпильку або голку й прикріплюють корінчиком вниз до корка, що закриває банку. Можна також у банку насипати доверху вологої тирси, в якій паличками зробити канали і вставити в них проростки з нанесеними позначками (рис. 17). Камеру з проростками ставлять в тепле місце або термостат при температурі 20–25 °С.

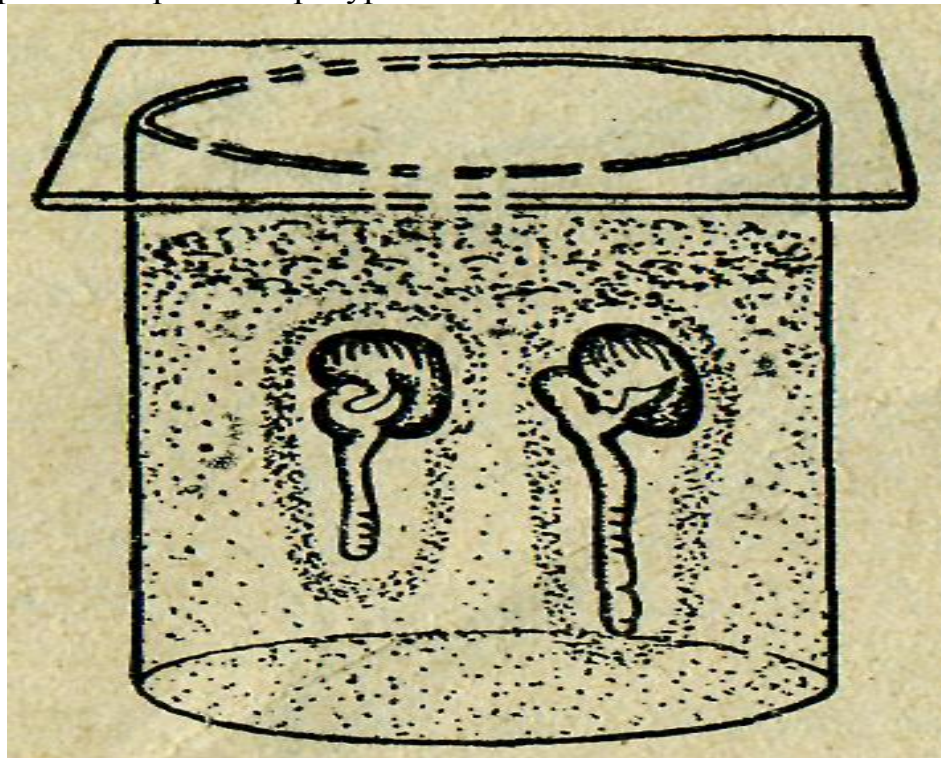


Рис. 17. Волога камера для проростків

Через 24 год вимірюють, наскільки розійшлися окремі поділки (беруть середнє з 6–8 позначень) і будують криву росту. На осі абсцис відкладають усі поділки, а на осі ординат – середній приріст між окремими поділками.

У корені зона найбільшого росту коротка і близько розташована від кінчика кореня. Наприклад, у бобів вона займає 3–7 мм, а в гороху – 2–4 мм. Зона найбільшого росту є не лише в корені, а й у стеблі.

3. Визначення зони росту стебла. В стеблі зона найбільшого росту займає кілька сантиметрів і більш віддалена від верхівки. Тому, коли на корені позначки роблять через кожний міліметр, то в стеблі зону росту можна добре виявити, наносячи позначки кожні 2–4 мм. Для виконання цієї роботи беруть кілька пророслих насінин соняшника, кукурудзи або інших рослин і наносять тушшю на підсім'ядольне коліно поперечні позначки, починаючи від верхівки проростка вниз через кожні 2 мм на відстані 2–3 см.

Проростки ставлять у темне місце при 20–25 °С. Через добу міліметровою лінійкою вимірюють, наскільки розійшлись окремі поділки на кожному з 10 проростків, обчислюють середнє і будують криву росту, як і при визначенні зони росту кореня.

Результати досліду записують за такою схемою:

Об'єкт	№ пор. проростка	Зона приросту, мм									
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	0
	1										
	2	а	б	в							
	3	а ₁	б ₁	в ₁							
	і т. д.										
	Середнє	а _х	б _х	в _х							

За результатами досліджень будують графіки, роблять зарисовки і відповідні висновки.

Контрольні запитання

1. Що таке ріст?
2. Як визначити зони росту стебла і кореня?
3. Які тканини забезпечують ріст кореня і стебла в довжину і товщину?
4. Які особливості росту стебла у злакових рослин?

Література

1. Брайон О. В. Фізіологія рослин. Практикум. К., 1995. 143 с.
2. Векірчик К. М. Фізіологія рослин (практикум). К., Вища школа, 1994.
3. Лебедев С. И. Физиология растений. М.: Колос, 1992. 295 с.

ПРАКТИЧНА РОБОТА № 12

СТІЙКІСТЬ РОСЛИН ДО НЕСПРИЯТЛИВИХ УМОВ СЕРЕДОВИЩА (ВИСОКИХ І НИЗЬКИХ ТЕМПЕРАТУР, ПОСУХИ І ЗАСОЛЕНОСТІ ҐРУНТІВ)

Визначення водоутримуючої здатності рослин методом в'янення

Обладнання та матеріали: 1) різні рослини, добре политі на ніч; 2) торзійна вага або технохімічні терези з різноважками; 3) ножиці.

В регулюванні водообміну рослин значна роль належить здатності клітин утримувати воду і зберігати в результаті цього певний рівень водозабезпечення. Одні рослини при недостатній кількості вологи швидко підвищують водоутримуючу здатність, інші не можуть швидко розвивати водоутримуючі сили і зневоднюються.

Підвищення водоутримуючої здатності є інтегральним показником, який виражає комплекс фізіологічних перебудов, що проходять в протоплазмі клітин і спрямованих на перенесення несприятливого водозабезпечення. Тому водоутримуюча здатність клітин і тканин є одним із важливих фізіологічних показників, що використовується для оцінки стійкості рослин до впливу несприятливих факторів середовища, особливо посухи, високих і низьких температур.

Водоутримуюча здатність досліджуваних об'єктів характеризується втратою води за певний проміжок часу і виражається у відсотках від її початкової кількості.

Проведення роботи. За декілька годин до виконання досліду для забезпечення повного насичення листків водою рослини добре поливають.

Дослід проводять на однотипових листках різних рослин. Можна порівнювати також водоутримуючу здатність листків різних ярусів (нижніх, середніх і верхніх) однієї рослини.

Зрізані листки зважують на торзійній вазі і потім підвішують або кладуть на папір за однакових умов освітлення, вентиляції і температури. В такій же послідовності проводять чергові зважування через 15 хв, 30 хв, 1 год, 2 год. Вираховують після кожного зважування для кожного листка кількість води, що випарувалася у відсотках до його початкової маси. Будують графік за допомогою якого показують динаміку водовіддачі різних рослин або листків різних ярусів. Роблять висновок про водоутримуючу здатність досліджуваних об'єктів.

Визначення в'язкості цитоплазми мезофітів і сукулентів

Обладнання та матеріали: 1) об'єкти досліджень (цибуля ріпчаста, листки алое і ін.); 2) нейтральний червоний (1:5000); 3) фільтрувальний папір; 4) 1 М розчин сахарози; 5) вазелін; 6) лезо бритви; 7) предметні і накривні скельця; 8) мікроскоп; 9) препарувальна голка; 10) годинникове скло або скляночка з кришечкою на 50-100 мл.

Рослини за відношенням до забезпечення водою поділяються на три основні групи: ксерофіти, гігрофіти та мезофіти. Ксерофіти – це рослини

посушливих місць. До них відносяться сокуленти, які дуже стійкі до перегріву і посухи, мають високу в'язкість цитоплазми. Гігрофіти – рослини вологих місць і в них не має пристосувань для обмеження витрати води. Мезофіти займають проміжне положення. За в'язкість цитоплазми можна судити про водоутримуючу здатність клітин і стійкість рослин до посухи.

Метод ґрунтується на тому, що при зануренні об'єкту в розчин сахарози через деякий час в клітинах настає плазмоліз. В залежності від в'язкості протоплазми швидкість настання плазмолізу буде неоднаковою. Час, необхідний для переходу увігнутого плазмолізу у випуклий, є мірилом в'язкості протоплазми.

Хід роботи. Готують поперечний зріз листка (алое, епідермісу цибулі або листків іншого мезофіту), кладуть його на годинникове скло протягом 5-10 хв забарвлюють нейтральним червоним (1:5000). Після промивання зрізи підсушують фільтрувальним папером і переносять на предметне скло в краплю 1 М розчину сахарози. Прикривають зрізи накривним скельцем, краї якого змащують вазеліном, щоб попередити випаровування води. Спостерігаючи за зрізами під мікроскоп. Відмічають час настання увігнутого і випуклого плазмолізу. Спостереження вважають закінченим, якщо опуклий плазмоліз, настане в 90–95 % клітин. За швидкістю настання плазмолізу визначають ступінь в'язкості протоплазми.

Виявлення захисної дії цукрів на цитоплазму клітин при заморожуванні

Обладнання та матеріали: 1) коренеплід червоного буряка; 2) 1 та 0,5 М розчин сахарози; 3) сніг та лід; 4) кухонна сіль; 5) лопатка для перемішування снігу; 6) термометр до -25°C ; 7) скальпель; 8) коркове свердло діаметром 5–6 мм; 9) бритва; 10) фарфорова чашка; 11) пробірки (3 шт.); 12) склянка; 13) олівець для скла; 14) шматочки фільтрувального паперу; 15) ФЕК.

При замерзанні рослинних тканин в міжклітинниках утворюються кристали льоду, які відтягують воду з цитоплазми. Якщо цитоплазма недостатньо морозостійка, то вона, не витримавши зневоднення, а також механічного тиску кристалів льоду, коагулює і клітина гине. Про ступінь пошкодження цитоплазми можна робити висновок за її здатністю утримувати клітинний сік. Стійкість колоїдів цитоплазми може бути підвищена захисними речовинами, серед яких важлива роль належить розчинним цукрам.

Проведення роботи. З поперечного зрізу червоного столового буряка завтовшки 0,5 см за допомогою коркового свердла роблять висічки. Ретельно споліскують їх водою і розміщують в три пробірки по три – чотири висічки в кожную. В першу пробірку наливають 5 мл дистильованої води, в другу – 5 мл 0,5 М розчину сахарози, а в третю – 5 мл 1 М розчину сахарози. На пробірки наклеюють етикетки і на 20 хв занурюють в охолоджуючу суміш, що складається з трьох частин льоду або снігу і однієї частини кухонної солі. Потім пробірки виймають з охолоджуючої суміші, розморожують в склянці з водою кімнатної температури і визначають інтенсивність забарвлення рідини

за допомогою ФЕКа при зеленому світлофільтрі (напроти дистильованої води).

Результати записують в таблицю.

Варіант	Забарвлення зовнішнього розчину в балах	Оптична густина розчину
Вода		
Сахароза 0,5 М		
Сахароза 1 М		

У висновках пояснюють різницю між варіантами, відмітивши значення цукру як захисної речовини.

Контрольні запитання

1. Порушення в клітинах і тканинах, що відбувається при їх заморожуванні?
2. Як визначити в'язкість цитоплазми?
3. Як впливає розчин цукру на життєздатність рослин при низьких температурах?

Література

1. Физиология растений / В. В. Кузнецов, Г. А. Дмитриева. М.: Высш. шк., 2006. 742 с.
2. Либберт Э. Физиология растений. М.: Колос, 1998. 544 с.
3. Практикум з фізіології рослин / Н. В. Петерсон, Т. О. Черномирдіна, Є. К. Куреляк. К.: Вид-во НАУ, 1995. 189 с.