

**НАЦІОНАЛЬНИЙ УНІВЕРСИТЕТ БІОРЕСУРСІВ І
ПРИРОДОКОРИСТУВАННЯ УКРАЇНИ**

Факультет захисту рослин, біотехнологій та екології

Кафедра фізіології, біохімії рослин та біоенергетики

«ЗАТВЕРДЖУЮ»

Декана факультету захисту рослин,
біотехнологій та екології

_____Ю.В. Коломієць »

_____»_____2021 р.

РОБОЧА ПРОГРАМА НАВЧАЛЬНОЇ ПРАКТИКИ З ДИСЦИПЛІНИ

«ФІЗІОЛОГІЯ РОСЛИН»

для здобувачів освітнього ступеню «Бакалавр»
за спеціальністю 162 «Біотехнології та біоінженерія»

Галузь знань 16 «Хімічна та біоінженерія»

III курс, 6 семестр

Київ 2021

Робоча програма навчальної практики з дисципліни «Фізіологія рослин» для підготовки фахівців освітнього ступеня «Бакалавр» спеціальності 162 «Біотехнології та біоінженерія»

„03” червня, 2021 р. – ___ с.

Розробники: Бойко О.А., доцент, к.б.н.

Робоча програма затверджена на засіданні кафедри фізіології, біохімії рослин та біоенергетики

Протокол від “03” червня 2021 р., № 10

Завідувач кафедри фізіології, біохімії рослин та біоенергетики

_____ (Прилуцька С.В.)

Схвалено вченою радою факультету захисту рослин, біотехнологій та екології

Протокол від “___” червня 2021 р., № _____

Голова вченої ради факультету

“___” _____ 20__ р

ВСТУП

Підготовка фахівців з біотехнології не може обмежуватися викладанням фундаментальних основ цієї галузі знань. Метою навчальної практики є ознайомлення студентів із принципами застосування біологічних знань для вирішення конкретних завдань сучасного сільськогосподарського виробництва й захисту навколишнього середовища.

Практична підготовка фахівців з напрямку "Біотехнологія" є невід'ємною складовою частиною навчального процесу, під час якої вони набувають уміння застосовувати одержані знання для виконання стандартних фахових функцій.

Особливого значення набуває практична підготовка фахівців з біотехнології, що є необхідною умовою для формування висококваліфікованих спеціалістів сільського господарства в Україні.

Істотне збільшення врожайності сільськогосподарських культур за останні десятиліття призвело до виникнення економічних та екологічних проблем, пов'язаних із забрудненням навколишнього середовища, виснаженням енергетичних ресурсів, зростанням витрат на одиницю продукції. Додатковий прогрес у поліпшенні якості найважливіших сільськогосподарських культур із застосуванням класичних методів генетики і селекції здебільшого досяг своєї межі. Пошук нових підходів, які б дали змогу не тільки підвищити врожаї і поліпшити якість основних сільськогосподарських культур, а й були економічно вигіднішими у виробництві і не завдавали шкоди навколишньому середовищу, зумовив до використання в практиці народного господарства методів сучасних біотехнологій.

Підвищення якості професійної підготовки спеціалістів напрямку «Біотехнологія» вимагає поліпшення якості та рівня організації проведення практики.

Саме цим обумовлена потреба здійснення наскрізності змісту програм практик, які проходять студенти протягом навчання. Суть цього полягає в орієнтації змісту практик на досягнення головної мети: формування фахівця з біотехнології, здатного контролювати біотехнологічні операції в лабораторних та виробничих умовах, оцінювати результати біотехнологічних досліджень та процесів, сприяти впровадженню результатів біотехнологічних досліджень з урахуванням біобезпеки навколишнього середовища, використовувати біотехнології в практиці народного господарства.

ЗМІСТ

Передмова	
Вступ. Правила поведінки та техніки безпеки в навчальній лабораторії	
РОЗДІЛ 1. Фізіологія рослинної клітини	
Робота 1. Визначення явища плазмолізу і деплазмолізу в клітинах епідерми синьо забарвленої цибулі	
Робота 2. Ковпачковий плазмоліз	
Робота 3. Визначення осмотичного потенціалу клітинного соку плазмолітичним методом	
Робота 4. Діагностика пошкодження температурою мембран клітин столового буряка за збільшення їх проникності	
Робота 5. Вплив йонів K^+ на в'язкість цитоплазми	
Контрольні запитання та завдання до розділу «Фізіологія рослинної клітини»	
РОЗДІЛ 2. Водний режим рослин	
Робота 6. Визначення стану продихів методом інфільтрації (метод Г. Моліша)	
Робота 7. Визначення поглинання води кореневою системою за допомогою потометра	
Робота 8. Визначення сисної сили тканин за зміною концентрації розчину (за методом Шардакова)	
Робота 9. Визначення кількості води та сухої речовини у рослинах екологічних груп	
Робота 10. Визначення інтенсивності транспірації та відносної транспірації ваговим методом	
Робота 11. Визначення інтенсивності транспірації у різних екологічних груп рослин (за Івановим)	
Робота 12. Спостереження за динамікою транспірації на гілках деревних рослин впродовж дня	
Робота 13. Визначення водного дефіциту рослин	
Контрольні запитання до розділу „Водний режим рослин”	
РОЗДІЛ 3. Фотосинтез	
Робота 14. Екстракція пластидних пігментів	
Робота 15. Виявлення фізико-хімічних властивостей хлорофілу	
Робота 16. Розділення пігментів хлоропластів хроматографічним методом	
Робота 17. Спостереження за явищем флуоресценції хлорофілу	
Робота 18. Кількісне визначення хлорофілу за допомогою фотоелектроколориметра	
Робота 19. Визначення інтенсивності фотосинтезу газометричним методом в течії повітря	
Контрольні запитання та завдання до розділу «Фотосинтез»	
РОЗДІЛ 4. Дихання рослин	
Робота 20. Визначення активності каталази в листках рослин	

Робота 21. Визначення інтенсивності дихання за кількістю виділеного вуглекислого газу (за методом П. Бойсен-Йенсена)	
Контрольні запитання та завдання до розділу «Дихання рослин»	
РОЗДІЛ 5. Кореневе живлення рослин	
Робота 22. Визначення вмісту золи в різних органах рослин та мікрохімічний аналіз золи	
Робота 23. Визначення в золі макро- і мікроелементів	
Робота 24. Кількісне визначення нітратів у рослинах	
Контрольні запитання та завдання до розділу «Кореневе живлення рослин»	
РОЗДІЛ 6. Ріст і розвиток рослин	
Робота 25. Вирощування рослин на повній поживній суміші з виключенням окремих поживних елементів	
Робота 26. Виявлення ритмічності росту рослин	
Контрольні запитання та завдання до розділу «Ріст і розвиток рослин»	
РОЗДІЛ 7 Білки та амінокислоти	
Робота 27. Кольорові реакції на білки та амінокислоти	
Робота 28. Реакція осадження білків. Фізико-хімічні властивості білків	
Робота 29. Виділення білків з рослинного матеріалу	
Робота 30. Кількісне визначення білка	
Контрольні запитання до розділу «Білки та амінокислоти».	
РОЗДІЛ 8. Ферменти	
Робота 31. Ферменти. Вивчення дії ферментів	
Робота 32. Властивості ферментів	
Контрольні запитання до розділу «Ферменти»	
РОЗДІЛ 9. Вуглеводи	
Робота 33. Вуглеводи. Якісні реакції. Моносахариди	
Робота 34. Вуглеводи. Якісні реакції. Полісахариди	
Робота 35. Вуглеводи. Кількісне визначення глюкози у рослинному матеріалі	
Контрольні запитання до розділу «Вуглеводи»	
РОЗДІЛ 10. Ліпіди	
Робота 36. Ліпіди. Фізико-хімічні властивості	
Робота 37. Ліпіди. Фізико-хімічні властивості	
Контрольні запитання до розділу «Ліпіди»	
РОЗДІЛ 11. Нуклеїнові кислоти	
Робота 38. Нуклеїнові кислоти	
Контрольні запитання до розділу «Нуклеїнові кислоти»	
РОЗДІЛ 12. Вітаміни	
Робота 39. Водорозчинні вітаміни. Фолієва кислота	
Робота 40. Водорозчинні вітаміни. Вітамін С	
Робота 41. Жиророзчинні вітаміни. Вітамін А	
Робота 42. Вітаміноподібні речовини. Вітамін Р	
Контрольні запитання до розділу «Вітаміни»	

ПРОГРАМА НАВЧАЛЬНОЇ ПРАКТИКИ З ФІЗІОЛОГІЇ РОСЛИН

ВСТУП

Лабораторні заняття проводяться з метою експериментального підтвердження певних теоретичних положень з фізіології рослин та проведення досліджень для виявлення закономірностей тих чи інших явищ і процесів, що відбуваються в рослинному організмі

Загальні відомості роботи в лабораторії

Правила роботи з хімічними реактивами

Хімічні реактиви — речовини, що мають високу ступінь чистоти і використовуються для проведення хімічних реакцій.

Реактиви в лабораторії повинні мати етикетку з назвою, датою випуску, назвою заводу-виробника, хімічною формулою, концентрацією розчину.

Не можна користуватися хімічними реактивами невідомого складу (в разі втрати етикетки), визначати їх по запаху, пробувати на смак.

Тверді реактиви треба набирати фарфоровою ложкою, шпателем, грудочки розбивати скляною паличкою. Не можна брати їх руками, а також допускати переплутування пробок, кришок від банок з різними реактивами.

Реактиви з сильним запахом та отруйні речовини необхідно переливати тільки під тягою.

Робота з кислотами

Працювати з кислотами необхідно під тягою. При виготовленні розчинів сірчаної кислоти *запам'ятайте*: кислоту треба лити у воду порційно і перемішувати. При цьому розчин розігрівається.

В разі опіку кислотами необхідно це місце добре промити водою, після чого обробити 5% розчином двовуглекислого натрію (NaHCO_3) або 10% розчином вуглекислого амонію і знову водою.

При попаданні в очі необхідно використовувати 3-5%, для рота — 5% розчин двовуглекислого натрію.

Робота з лугами

Під час приготування розчинів брати луги руками не можна.

В разі опіку лугом пошкоджене місце необхідно промити декілька разів водою, а потім обробити 3-6% розчином оцтової або 1-2% розчином соляної кислот, після чого — знову водою.

При зважуванні твердих реактивів на технічних терезах слід використовувати спеціальний папір, на аналітичних — скляний посуд.

При роботі з леткими речовинами (HCl та ін.), а також при нагріванні речовин на водяній бані необхідно користуватися тягою.

При користуванні хімічними розчинами треба відливати стільки розчину, скільки потрібно для роботи. Залишки не можна виливати в склянку з основним розчином.

В лабораторії необхідно працювати в білих халатах.

РОБОТА 1.

ВИЗНАЧЕННЯ ЯВИЩА ПЛАЗМОЛІЗУ І ДЕПЛАЗМОЛІЗУ В КЛІТИНАХ ЕПІДЕРМИ СИНЬО ЗАБАРВЛЕНОЇ ЦИБУЛІ

Плазмоліз — це відокремлення протопласта від оболонки рослинної клітини. Явище протилежне тургору та деплазмолізу.

Причиною плазмолізу є зменшення об'єму вакуолі через втрату внутрішньоклітинної води, під дією гіпертонічних розчинів або плазмолітиків: сахарози, KNO_3 , NaCl , KCl , $\text{Ca(NO}_3)_2$, концентрація яких більша, ніж вакуолярного соку клітини. Плазмоліз можливий лише в життєздатній та функціонально-цілісній клітині. Процес повернення клітини до нормального осмотичного стану (тургору) у гіпотонічному розчині називається деплазмолізом.

На початковій стадії плазмолізу можна побачити тоненькі тяжі (тягнуться від поверхні протопласта до пор в оболонці) — плазмодесмові нитки або нитки Хехта, які свідчать про в'язкість та еластичність цитоплазми.

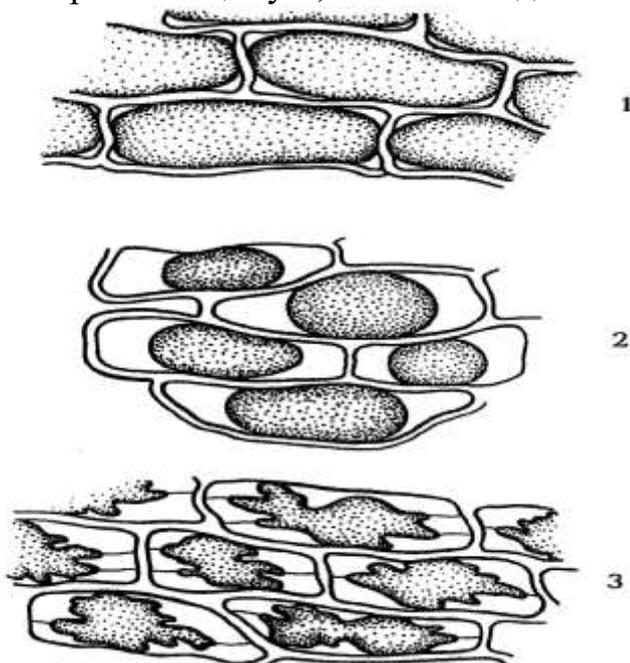
В залежності від ступеня в'язкості протопласта можна спостерігати різні форми плазмолізу (Рис. 1). При менш щільній цитоплазмі буде опукла форма плазмолізу, при більш щільній, в'язкій — угнута, при ще щільнішій — спазматична.

На форму плазмолізу впливають іони плазмолітика. Наприклад, іони кальцію підвищують в'язкість цитоплазми, а іони калію зменшують.

У зів'ялих рослин плазмоліз не відбувається, натомість може спостерігатися явище циторизу коли плазмалема не відокремлюється від оболонки і клітина зморщується.

Явище плазмолізу рекомендується спостерігати в рослин із забарвленим клітинним соком, тому що сама цитоплазма безбарвна.

Для лабораторних занять можна використати епідерму, традесканції, синьо забарвленої цибулі, листки елодеї та валіснерії.



1 – початкова форма плазмолізу

2 - опукла форма тплазмолізу

3 – угнута форма плазмолізу

Рис. 1. Різні форми плазмолізу в клітинах епідерми цибулі.

Мета роботи:

В результаті особистих спостережень визначити умови проходження плазмолізу та деплазмолізу в рослинних клітинах.

Прилади і матеріали.

Луски синьозабарвленої цибулі або інші об'єкти, скальпелі, препарувальні голки, предметні стекла, накривні скельця, мікроскопи, 1 М розчини плазмолітиків, скляні палички, стаканчики з водою, фільтрувальний папір, пінцети.

Хід роботи.

1. Для спостереження явищ плазмолізу та деплазмолізу необхідно з розрізаної синьо забарвленої цибулі відокремити луски і пінцетом відділити шматочок тонкої зовнішньої плівки (епідерми, розміром 0,5 x 0,5 см). Помістити в краплину води на предметне скло, накрити покривним.

2. Досліджуваний об'єкт на предметному склі розглянути під мікроскопом. Відшукати клітини з найінтенсивнішим забарвленням, не деформовані.

3. Замалювати клітини епідерми цибулі.

4. З одного боку фільтрувальним папером відтягнути воду від препарату.

З протилежного нанести піпеткою краплину 1 М розчину сахарози або NaCl.

Поступово (за 1-4 хвилини) плазмолітик почне надходити в клітину.

5. Спостерігаємо, як цитоплазма починає відставати від оболонки в кутках клітини. Відокремлення збільшується, і протопласт набуває овальної конфігурації посередині клітини.

Замалювати клітини в стані плазмолізу.

6. Піпеткою біля покривного скла нанести декілька крапель води і фільтрувальним папером 3-4 рази обережно протягнути воду через препарат.

Тобто, під покривним склом необхідно створити розчин з меншою концентрацією, ніж має клітинний сік.

7. Коли клітина насичується водою (в результаті заміни розчину плазмолітика) її вакуоля розтягується і протопласт поступово заповнює всю клітину.

8. Записати висновки щодо зробленої роботи.

Контрольні запитання.

1. Чи може проходити плазмоліз в неживих клітинах?

2. Пояснити явище циторизу.

3. Чи залишається рослинна клітина життєздатною після плазмолізу та деплазмолізу?
4. Які існують форми плазмолізу?
5. Що сприяє збереженню в рослинних клітинах плазмодесмових ниток?
6. Які розчини використовують для спостереження явищ плазмолізу та деплазмолізу?
7. Яку роль в рослинних клітинах при плазмолізі відіграють цитоплазматичні мембрани?

РОБОТА 2.

ДІАГНОСТИКА ПОШКОДЖЕННЯ ТЕМПЕРАТУРОЮ МЕМБРАН КЛІТИН СТОЛОВОГО БУРЯКА ЗА ЗБІЛЬШЕННЯМ ЇХ ПРОНИКНОСТІ

Мембрани (від лат. membrana — оболонка) — система динамічних спеціалізованих структур, які забезпечують компартментацію

розмежування клітин та окремих органел, створюючи умови для нормального перебігу метаболічних процесів. Мембрани складають 2/3 сухої ваги клітин і побудовані головним чином з ліпідів та білків (Рис. 2). Мембранна система клітини складається із зовнішньої цитоплазматичної мембрани (плазмалеми), а також складного комплексу внутрішньоклітинних мембран (ендоплазматичної сітки, апарату Гольджі, тонопласта) та мембран клітинних органел — мітохондрій, пластид, ядра, лізосом та ін. При загальному плані будови кожна з цих мембран залежно від функцій, відрізняється за складом і властивостями.

Першу модель мембрани розроблено в 30-х роках англійськими дослідниками Дж. Даніелі і Г. Даусоном. Їх так звана бутербродна модель довгий час вважалась універсальною для всіх живих систем. Сучасна загальноприйнята модель — рідинно-мозаїчна, що запропонована у 1972 р. С. Сінджером і Дж. Ніколсоном. Згідно з їхньою теорією мембрана — динамічна система, що утворена в'язкою ліпідною фазою, в яку занурені молекули білків.

Основні структурні компоненти мембран: фосфоліпіди, білки, вуглеводневі залишки, вода.

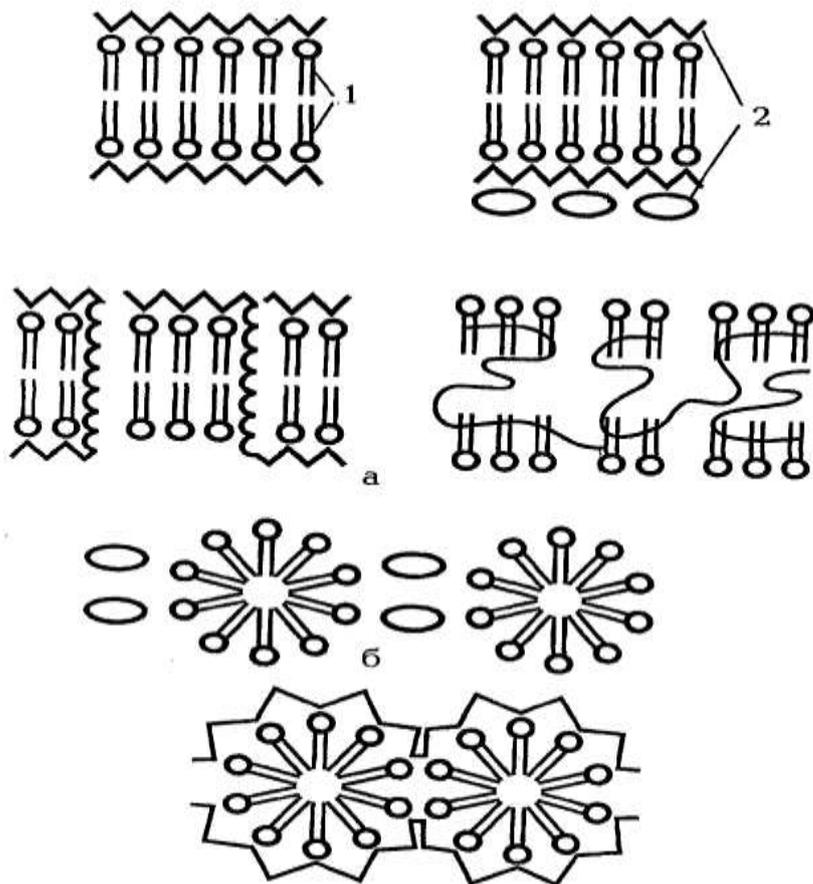
Мембрани відіграють важливу роль у життєдіяльності клітин: беруть участь у формуванні клітин і їх органел, регулюють транспорт речовин та іонів, забезпечують міжклітинні контакти, проходження енергетичних процесів.

Завдяки своїм фізико-хімічним та структурним особливостям мембрани регулюють велику кількість метаболічних процесів як на поверхні клітини, так і в її компартментах. (Метаболізм від грец. *metabole* — перетворення).

Однією з найбільш загальних неспецифічних та швидких реакцій рослинного організму на вплив різних факторів зовнішнього середовища є зміна проникності мембран клітини.

Проникність клітинних мембран змінюється при обробці рослини регуляторами росту, внесенні добрив, проростанні насіння, рості і розвитку рослин, зміні світла, температури.

Цитоплазматичні мембрани (зовнішня — плазмалема і вакуолярна — тонопласт) — напівпроникні, тобто вони добре пропускають воду і вибірково — розчинені речовини. Вибіркова проникність дозволяє живим рослинним клітинам зберігати внутрішньоклітинне середовище. Якщо на рослинну клітину подіяти стресовими чинниками, ці мембрани пошкоджуються і стають проникними для різних речовин.



1. – ліпіди

2 – білки

а,б – рідинно-мозаїчна модель мембран

Рис. 2. Сучасна рідинно-мозаїчна модель мембрани.

Мета роботи.

Прослідкувати вплив температури на проникність мембран клітин столового буряка (*Beta vulgaris*) для речовин клітинного соку.

Прилади і матеріали.

Столовий буряк, стакани, свердла діаметром 5 мм, пробірки, термометри, гаряча вода, фарфорові стакани на 200 мл, фотоелектроколориметр (ФЕК).

Хід роботи.

1. За допомогою свердла відібрати з досліджуваного об'єкту рослинну тканину (6 брусочків довжиною 2 і діаметром 0,5 см).
2. Промити їх у воді (5 хв.) для вимивання беталанінів із пошкоджених клітин на поверхні брусочків.
3. Брусочки помістити у 6 пробірок і налити по 5 мл води в кожну.
4. Приготувати 6 посудин з водою, нагрітою до температури від 20 до 70° ($t^{\circ} = 20^{\circ}\text{C}$ - контроль).
5. В ці посудини занурити на 15-20 хв. пробірки з зразками, періодично збовтуючи їх.
6. Забарвлену воду з пробірок злити в кювети фотоелектроколориметра і виконати вимірювання. Результати досліджень записати у таблицю.

7. Побудувати графік залежності інтенсивності забарвлення розчину в пробірках від температури.

8. Зробити висновки

Варіант	Температура	Інтенсивність забарвлення

Висновок

Контрольні запитання.

1. Чому в контролі вода залишилась безбарвною?
2. Як пояснити той факт, що із збільшенням температури рідина має інтенсивніше забарвлення?
3. Де і як практично можна використати напівпроникність мембран рослинних клітин?
4. Які фактори крім температури впливають на проникність клітинних мембран?
5. Чому після перших морозів змінюється колір листків та пелюсток квітів жоржин та інших рослин?
6. Яку роль виконують мембрани в життєдіяльності клітини?

РОБОТА 3
ВИЗНАЧЕННЯ ОСМОТИЧНОГО ПОТЕНЦІАЛУ КЛІТИННОГО СОКУ
ПЛАЗМОЛІТИЧНИМ МЕТОДОМ

Осмотичний тиск — це тиск розчину на напівпроникну перетинку, яка відокремлює його від розчинника (води), або від розчину з меншою концентрацією. Осмотичний тиск тим вищий, чим більш концентрований розчин.

Проявом осмотичних властивостей рослинних клітин є явище плазмолізу. Тобто, внаслідок дії плазмолітиків на клітину більш концентрований розчин відбирає воду від вакуолі, зменшуючи її об'єм і шар цитоплазми, що був притиснутий вакуолею до оболонки, відстає від останньої. При деплазмолізі кількість води в клітині поступово збільшується, об'єм вакуолі зростає, клітинний сік тисне на цитоплазму і притискає її до клітинної оболонки. Клітинна оболонка розтягується під впливом внутрішнього тиску і клітина переходить в стан тургору. Таким чином, за допомогою плазмолітичного методу ми можемо визначити величину осмотичного потенціалу клітини і відповідно концентрацію клітинного соку, який являє собою розчин мінеральних і органічних речовин.

Плазмолітичний метод визначення осмотичного тиску клітинного соку полягає в тому, що підготовлені об'єкти занурюють в розчини різних концентрацій і досліджують їх під мікроскопом для виявлення ізотонічного розчину. Беручи до уваги те, що явище плазмолізу можна спостерігати лише в розчинах плазмолітиків, знаходять таку концентрацію, при якій відбувається початкова стадія плазмолізу не менше, ніж у 50% клітин досліджуваної тканини. Ізотонічний розчин матиме середнє значення між цим розчином і наступні!»! (меншої концентрації), в якому плазмоліз ще не відбувся.

Мета роботи: визначити осмотичний тиск клітинного соку рослин з великою кількістю антоціану.

Прилади та матеріали.

Синя цибуля, традесканція, 1 М розчин NaCl або сахарози, дистильована вода, піпетки, пробірки в штативах, леза, препарувальні голки, мікроскопи, предметні стекла, покривні скельця, фільтрувальний папір.

Хід роботи.

1. Приготувати по 5 мл розчинів NaCl або сахарози з концентрацією від 0,1 до 0,7 моль/л змішуванням відповідних об'ємів вихідного 1 М розчину і води згідно таблиці і помістити в пронумеровані пробірки.
2. Зробити 12 тонких зрізів епідерми цибулі або традесканції і перенести їх на 2-3 хв. у кип'ячену воду з $t = 10-15^{\circ}\text{C}$ для видалення бульбашок повітря. Слідкувати, щоб зрізи повністю були занурені у воду.

Таблиця 1

Схема приготування розчинів NaCl і відповідні значення ізотонічного коефіцієнта

№ пробірки	Концентрація розчину, М	Ізотонічний коефіцієнт	Кількість на 5 мл розчину,	
			1 М розчину NaCl	Води

1	0,1	1,87	0,5	4,5
2	0,2	1,83	1,0	4,0
3	0,3	1,78	1,5	3,5
4	0,4	1,75	2,0	3,0
5	0,5	1,70	2,5	2,5
6	0,6	1,68	3,0	2,0

3. Зафіксувати в таблиці час досліду з інтервалом у 5 хв. За допомогою препарувальної голки обсушити на фільтрувальному папері по 2 зрізи (для кожної пробірки) і на 20 хв. занурити їх у розчин від найвищої концентрації до нижчої.

4. Через 20-30 хв. досліджувані препарати розглянути під мікроскопом в краплині з тією концентрацією плазмолітика, в якій знаходився препарат.

5. Необхідно встановити, при якій концентрації плазмолітика починається плазмоліз, а при якій ні. Результати спостережень записати у таблицю (у графі "плазмоліз" + або -).

6. Якщо спостерігається плазмоліз, можна зробити висновок, що зовнішній розчин гіпертонічний, тобто має вищу концентрацію, ніж клітинний сік. Концентрація ізотонічного розчину рівна концентрації клітинного соку, гіпотонічного — нижча.

7. Визначивши ізотонічну концентрацію, вираховують осмотичний тиск клітинного соку за рівнянням Вант-Гоффа:

$$P = RTCi, \text{ де}$$

P — осмотичний тиск в мегапаскалях, МПа;

R — універсальна газова стала, 0,0083 кДжДград. моль);

T - абсолютна температура $273^{\circ} + t^{\circ}$;

C — ізотонічна концентрація, моль/л;

i — ізотонічний коефіцієнт (для NaCl значення в таблиці, а для розчинів неелектролітів $i = 1$).

8. Результати досліджень занести в таблицю.

Таблиця 2

Концентрація розчину	Ступінь плазмолізу	Тип розчину (гіпотонічний, ізотонічний, гіпертонічний,	Рисунок
0,6			
0,5			
0,4			
0,3			
0,2			

0,1			

Висновок:

Контрольні запитання.

1. При якій концентрації плазмолітика помітно початкову стадію плазмолізу? Як визначити початок плазмолізу?
2. Склад клітинного соку клітини.
3. Чому розчини електролітів у порівнянні з неелектролітами мають більший осмотичний тиск?
4. Які фактори можуть впливати на проникність мембран?
5. Які розчини плазмолітиків Ви знаєте?
6. Чому під час тривалих дощів плоди абрикосу, сливи, вишні розтріскуються?

РОБОТА 4.

ВИЗНАЧЕННЯ СТАНУ ПРОДИХІВ МЕТОДОМ ІНФІЛЬТРАЦІЇ (МЕТОД Г. МОЛША)

Продихи — це специфічні отвори в епідермі, крізь які відбувається газообмін. Зовні продих має вигляд щілини між двома клітинами своєрідної будови (Рис. 6). Ці дві серпоподібні клітини, що змикаються між собою протилежними кінцями (замикаючі клітини) значно

відрізняються від інших клітин епідерми за формою та за наявністю хлоропластів.

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

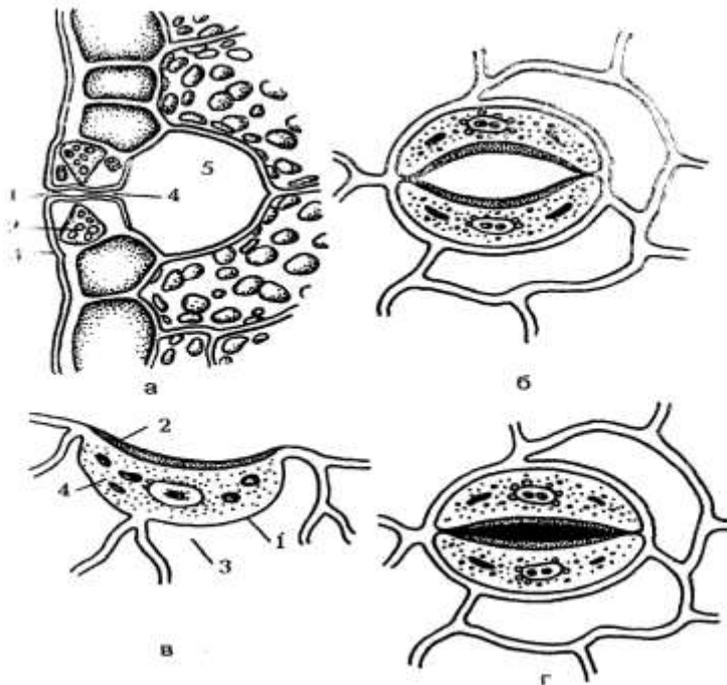
Загальна площа продихів коливається від 1 до 2% всієї листової поверхні. Кількість продихів на листках рослин варіює від 40 до 600 на 1 мм² залежно від виду.

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

Згідно сучасної іонної теорії головна роль в русі продихового апарату належить калію, а саме — механізму дії іонних калієвих насосів, що перерозподіляють калій між замикаючими клітинами продихів і ближніми епідермальними клітинами. Збільшення осмотичного потенціалу в замикаючих клітинах продихів при відкриванні пов'язане з перерозподілом в них калію. Продихова щілина закривається при виході калію з замикаючих клітин.

Стан продихів залежить також від вмісту води в клітинах мезофілу, від температури тощо.

Методом інфільтрації користуються для визначення стану продихів в польових умовах.



А – поперечний зріз продиху

1. Передній дворик
2. Хлоропласти
3. Кутикула
4. Задній дворик
5. Міжклітинна повітряна порожнина
6. Продих відкритий

В – поперечний зріз продиху

1. Тонка стінка замикаючої клітини
2. Товста стінка
3. Клітина епідермісу
4. Замикаюча клітина

Г – продих закритий

Рис. 3 Будова продихів

Він базується на різній ступені проникності (інфільтрації) хімічних речовин крізь відкриті продихи. Тобто, по їх проникності можна зробити висновок про ступінь їх відкритості.

Мета роботи: визначити стан продихів методом інфільтрації рослин різних видів.

Прилади і матеріали.

Листки 10 рослин різних видів, ксилол, бензол, спирт, піпетки, ножиці.

Хід роботи.

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

2. Розкласти листки на столі нижнього стороною листової пластинки догори і обережно піпеткою нанести на кожний по краплині бензолу, ксилолу і спирту таким чином, щоб вони не злилися між собою. Результати інфільтрації зафіксувати в таблиці знаками "+" і "-".

3. Ксилол, бензол і спирт мають різні фізичні властивості, тобто різну здатність до інфільтрації (просочування). По проникності на першому місці — ксилол, другому — бензол, третьому — спирт.

При слабо відкритих продихах — ксилол проникає крізь продихи, заповнюючи міжклітинники мезофілу листка і на листку з'являється прозора масна пляма (якщо подивитись на листок проти світла). Щодо бензолу і спирту, то ці краплини висихають.

Якщо продихи середньо відкриті, то плями з'являються на дослідних листках не лише від ксилолу, але й від бензолу. Спирт випаровується.

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

5. Висновки щодо зробленої роботи та результати досліду записати у таблицю

Таблиця 1

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

Висновок:

Контрольні запитання.

1. Які фактори впливають на відкриття та закриття продихів?
2. Яка будова продихового апарата?
3. Які види транспірації Ви знаєте? Поясніть різницю механізму дії продихової та кутикулярної транспірації.
4. Яка роль продихів у рослинному організмі?
5. Восени, після опадання з дерев листя, як відбувається транспірація (випаровування води)?

РОБОТА 5

ВИЗНАЧЕННЯ ПОГЛИНАННЯ ВОДИ КОРЕНЕВОЮ СИСТЕМОЮ ЗА ДОПОМОГОЮ ПОТОМЕТРА

Поглинання води та пересування її по рослині відбувається в результаті спільної дії таких факторів, як кореневий тиск (нижній кінцевий двигун) та транспірація (верхній кінцевий двигун).

Кореневий тиск — сила, яка спричинює в рослині від кореневої системи односторонній потік води з розчиненими в ній речовинами, незалежно від транспірації.

Транспірація — процес випаровування води рослиною.

Випаровує воду вся поверхня тіла рослини, особливо інтенсивно — продихова поверхня листка.

Транспірація є: кутикулярна (випаровування всією поверхнею рослини) і продихова (випаровування через продихи).

Прослідкувати спрощений механізм, дії верхнього кінцевого двигуна водного потоку рослин можна за допомогою приладу, що називається потометр. Складається він із закритого пробкою резервуара, в який занурюється рослина, і горизонтально розташованої градуйованої трубки зі шкалою поділок у міліметрах. Зрізавши надземну частину рослин можна встановити інтенсивність «плачу», стежачи за зміною швидкості пересування меніска в градуйованій трубці. (рис. 4).

Мета роботи: за допомогою потометра визначити вплив різних факторів (температури і засолення) на поглинання води гілкою рослини.

Прилади та матеріали.

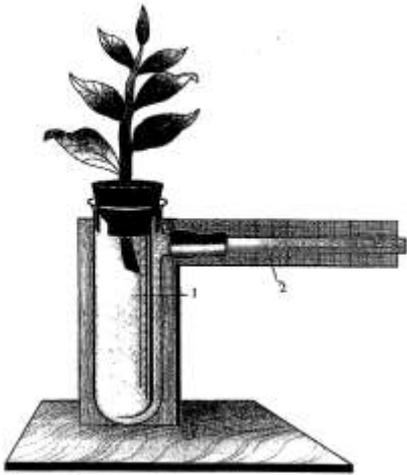
Потометр, дослідні рослини (взимку можна брати гілки хвойних), піпетки, ножі, секатор, пластилін, термометр, H_2SO_4 або ін., метиленова синь.

Хід роботи.

1. Відібрані дослідні гілки рослин вмонтувати у пробки потометрів так, щоб нижній кінець виступав на 4-5 см. Загерметизувати пластиліном.
2. Одночасно резервуар потометра з капілярною трубкою заповнити водою кімнатної температури. У кристалізаторі під водою обережно поновити зріз гілки на 1-2 см з метою видалення повітря з провідних судин і швидко закрити пробкою (з вмонтованою гілкою) резервуар потометра так, щоб під пробкою не залишилось бульбашок повітря. При нахиленні потометра трубкою вниз меніск не повинен пересуватись.
3. Зафіксувати час досліду, відмітити початкове положення меніска води у капілярній трубці та через кожні три хвилини розраховувати швидкість поглинання води гілкою рослини. Дані занести в таблицю 1.
4. Дослід повторити, замінюючи воду кімнатної температури на теплу (40 С), а потім на 1М розчин NaCl.
5. Заміряти діаметр капілярної трубки та визначити кількість води, яку поглинає гілка за хвилину при різних умовах досліду. Одержані результати записати в таблицю 1.

Таблиця 1

Варіант досліду	Положення меніска			Об'єм води, що поглинається
	вихідне	через 3 хв	через 6 хв	
Вода кімнатна				
Вода тепла 40 С				
NaCl				



1. резервуар

2. горизонтальна та капілярна трубка, що зафіксована на міліметровій лінійці

Рис. 5 Потометр для визначення швидкості поглинання води рослиною

Висновок:

Контрольні запитання.

1. Дайте визначення транспірації. Поясніть хід транспірації протягом доби.
2. Що лежить в основі нижнього та верхнього кінцевого двигуна водного потоку рослин?
3. Від дії яких факторів залежить швидкість поглинання води рослиною?
4. Які існують методи вимірювання транспірації?
5. Яка роль і функції транспірації в житті рослин?
6. Що забезпечує безперервний потік? Пояснити явище адгезії і когезії?

РОБОТА 6

ВИЯВЛЕННЯ ФІЗИКО-ХІМІЧНИХ ВЛАСТИВОСТЕЙ ХЛОРОФІЛУ

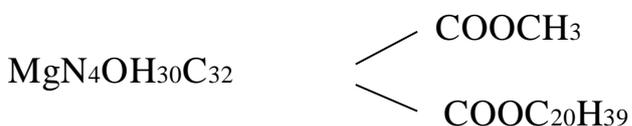
Весь пігментний комплекс зосереджений в спеціалізованих органелах клітини — хлоропластах. Пігменти — це сполуки, що вибірково поглинають світло у видимій частині спектра.

Пластидні пігменти поділяють на три класи: хлорофіли, фікобіліни та каротиноїди.

Хлорофіли обумовлюють зелений колір рослин. Основний пігмент, що забезпечує проходження процесу фотосинтезу — хлорофіл а ($C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$). Поглинаючи сонячну енергію, він здійснює

трансформацію, забезпечує утворення органічних сполук і виділення молекулярного кисню (яким ми дихаємо). В фотосинтезуючому рослинному організмі є пігменти допоміжні: хлорофіл b ($C_{55}H_{70}O_6N_4Mg$), каротиноїди.

Хлорофіли — складні ефіри дикарбонової хлорофілінової кислоти з двома спиртами: метилового спирту та фітолу:



Хроматографічно хлорофіли було розділено на: хлорофіл a ($C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$) та хлорофіл b ($C_{55}H_{70}O_6N_4Mg$).

Гідрофільні властивості хлорофілів пов'язані з їхнім азотовмісним порфіриновим ядром. Завдяки вуглецевому ланцюгу — "довгому хвосту" фітолу, що приєднується до порфіринової частини молекули, хлорофіли набувають гідрофобних властивостей, добре розчиняються в ацетоні, спирті, бензині та нерозчинні у воді.

Хлорофіли та каротиноїди складають постійний набір пігментів хлоропластів в листках вищих рослин. Оскільки вони є найважливішими компонентами фотосинтетичного апарата, їх досліджують насамперед як пігменти фотосинтезу.

Реакція Крауса оснований на різній розчинності пігментів в одному і тому ж розчиннику — спирті (бензині). Завдяки цьому методу можна розділити пластидні пігменти, тобто розділити хлорофіли та каротиноїди із загального екстракту.

Мета роботи: дослідити розподіл пігментів за методом Крауса, навчитися робити спиртову витяжку суміші пластидних пігментів з фотосинтезуючих тканин дослідних об'єктів, прослідкувати реакцію омилення хлорофілу.

Прилади та матеріали: 96% етиловий спирт, бензин (ефір, бензол, ацетон), NaOH (KOH), вода, крейда — $CaCO_3$, кварцевий пісок (подрібнене скло), фільтрувальний папір (вата), скляні палички, лійки, мірні циліндри, пробірки, піпетки, зелені листки дослідних об'єктів.

Хід роботи

1. Отримання спиртової екстракції пластидних пігментів з листків

Для цього наважку (1-2 г) листків дослідних рослин розтерти в ступці до однорідної маси. Додати в ступку на кінчику скальпеля крейди (для нейтралізації кислот клітинного соку) і подрібнене скло або кварцевий пісок. Добре розтерти. В ступку до гомогенної маси влити невелику кількість етилового спирту. Перемішати скляною паличкою та профільтрувати. Отриманий розчин (0,5 частини пробірки) суміші пластидних пігментів листків повинен мати концентрований зелений колір.

2. Розподіл пігментів (за методом Крауса). Одержання хлорофілінів.

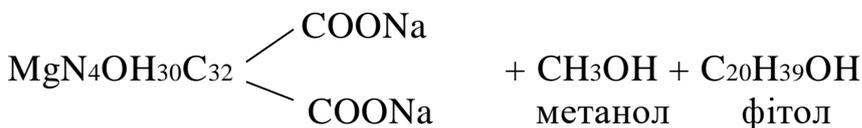
В отриманій спиртовій екстракції пластидних пігментів з листків дослідних рослин містяться пігменти, за участю яких проходить процес фотосинтезу: хлорофіл, що має довгий вуглеводний "хвіст" та каротиноїди. Пігменти розподіляють за Краусом завдяки їхній різній розчинності у спирті (бензині, бензолі, ацетоні).

При додаванні лугу до розчину хлорофілу відбувається реакція омилення хлорофілу: відщеплюються спирти фітол і метанол, а двоосновна кислота хлорофілу утворює сіль: Солі хлорофілів мають зелений колір, але на відміну від хлорофілу не розчинні у бензині.

З отриманої спиртової екстракції пластидних пігментів листків дослідних рослин відібрати в пробірку 3 мл і додати 5 мл бензину та 2-3 краплини води. Пробірку щільно закрити пробкою і збовтати. Протягом 5-10хв. відбудеться розділення пігментів: у верхньому зеленому (бензиновому) шарі міститься розчинений хлорофіл, а нижньому жовтому (спиртовому) – ксантофіл. Зробити висновки. Пробірки замалювати.

3. Реакція омилення хлорофілу.

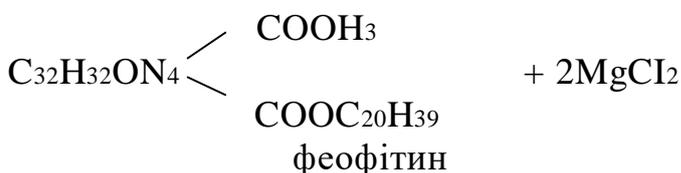
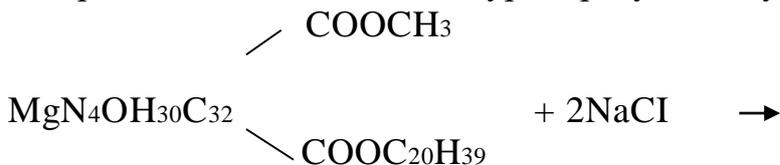
Після розділення, в пробірку додати 10-15 крапель 20% розчину лугу (KOH або NaOH). Добре перемішати. Протягом 5-10 хвилин шари зеленого та жовтого забарвлення поміняються місцями, внаслідок утворення солі хлорофілінової кислоти (реакція омилення хлорофілу).



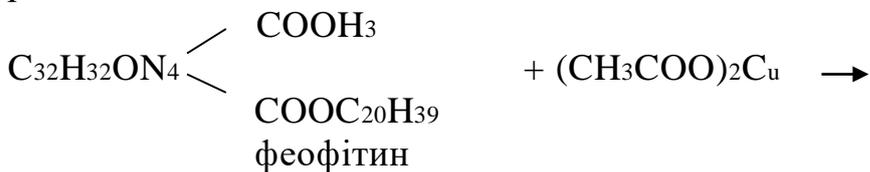
Каротин знаходиться у верхньому (жовтому) шарі, а солі хлорофілінової кислоти, як і хлорофіл, мають зелений колір, але гідрофільні властивості, тому переходять у нижній водно-спиртовий шар. Пробірки зарисувати.

4. Одержання феофітину та зворотне заміщення водню атомом металу

До 2-3 мл спиртового екстракту пластидних пігментів з листків дослідних рослин помістити у дві пробірки (одна з яких — контрольна). В першу пробірку додати 2-3 краплини 20% розчину соляної кислоти. Зелене забарвлення змінюється на буре в результаті утворення феофітину.



В контрольну пробірку додати 2-3 краплини води. Забарвлення залишається без змін. В першу пробірку, де утворився феофітин (буре забарвлення), на кінчику скальпеля внести декілька кристалів ацетату міді (ацетату цинку). Буре забарвлення поступово змінюється на зелене за рахунок відновлення металоорганічного зв'язку, що відбувається за такою реакцією:



Пробірку зарисувати.

Висновок:

Контрольні запитання

1. Яка роль належить пластидним пігментам у процесі фотосинтезу?
2. Які гідрофільні та гідрофобні властивості має хлорофіл?
3. На чому базується метод Крауса?
4. Чим хлорофілінова кислота відрізняється від її солі?
5. Поясніть реакцію омилення хлорофілу лугом.
6. Як можна виявити каротин і ксантофіл?
7. Під дією яких факторів утворюється феофітин?

РОБОТА 7

СПОСТЕРЕЖЕННЯ ЗА ЯВИЩЕМ ФЛУОРИСЦЕНЦІЇ ХЛОРОФІЛУ

Для розчинів хлорофілу в полярних розчинниках властиве явище **флуоресценції** (від лат. fluor – потік та esentia – короткочасне світіння) – властивість під впливом падаючого світла у свою чергу випромінювати промені з більшою довжиною хвилі, ніж ті, якими світіння викликається. Це пояснюється тим, що частина енергії випроміненого світла розсіюється у вигляді теплоти. Флуоресценція – це ознака фотохімічної активності речовини. Спектри флуоресценції, як і спектри поглинання, є важливими фізичними параметрами, що характеризують хімічну природу і стан зелених пігментів. В етиловому ефірі в хлорофілу *a* спостерігається рубіново-червона флуоресценція з максимумом 668 нм, у хлорофілу *b* – 646 нм. Агрегований хлорофіл і хлорофіл у нативному стані (в живому листку) має слабку флуоресценцію, що вірогідно можна пояснити поглинанням світла флуоресценції самими пігментами.

Мета роботи: ознайомитись з фізичною властивістю хлорофілу – явищем флуоресценції.

Прилади і матеріали: спиртова витяжка пігментів листка, мікроскопи, елодея, пробірки, джерело світла, чорний папір.

Хід роботи

1. Пробірку із спиртовою витяжкою пігментів розглянути проти світла на рівні очей. Розчин буде смарагдово-зеленого кольору.
2. Розташувати ту ж саму пробірку перед темним папером біля електричної лампи і розглянути її у відбитому світлі (збоку, звідки падає світло). Розчин – темно-червоного кольору.
3. Якщо пробірку із спиртовою витяжкою пігментів освітити електричною лампою знизу, а розчин розглядати зверху, то він матиме знову ж таки темно-червоний колір.
4. Для спостереження флуоресценції в живому листку елодеї, її розташовують на предметному столику мікроскопа, освітлюють синьо-фіолетовим світлом (для цього між освітлювачем і дзеркалом треба поставити синє скло) . Зелені хлоропласти починають світитися червоним світлом.

Висновок:

Контрольні запитання

1. Що таке флуоресценція?
2. Чому розчин хлорофілів зеленого кольору?
3. Інтенсивність флуоресценції хлорофілу в розчині в 10 разів вища, ніж у нативному стані. Чим це обумовлено?
4. Про що свідчить наявність флуоресценції у хлорофілів а і b?

РОБОТА 8

КІЛЬКІСНЕ ВИЗНАЧЕННЯ ХЛОРОФІЛУ ЗА ДОПОМОГОЮ ФОТОЕЛЕКТРОКОЛОРИМЕТРА

Біосинтез та розпад хлорофілу – це складний комплекс біохімічних реакцій, що знаходиться під контролем як генетичних факторів, так і умов оточуючого середовища рослин. Оптимальним для синтезу хлорофілу є освітлення 200 Вт/м². При сильному підвищенні інтенсивності світла біосинтез хлорофілу починає сповільнюватись. Тому світлові листки мають меншу концентрацію хлорофілу, ніж темнові (ефект Шталя). Утворення хлорофілу залежить також від температури. Оптимальною температурою для нагромадження хлорофілу є 20 – 25 С., причому особливе значення має температура для темнових реакцій синтезу попередників хлорофілу. Тому рослини рано на весні часто не зеленіють і залишаються етильованими доти, поки температура не перевищить 10 С. НА швидкість утворення хлорофілу, й особливо його попередників, впливає оводненість тканин. При недостатній водозабезпеченості біосинтез хлорофілу загальмовується й спостерігається його розпад. Пожовтінні листків при сильних посухах – звичайний зовнішній прояв водного дефіциту.

Важливе значення для утворення хлорофілу мають умови мінерального харчування. Рослинам насамперед необхідно достатнє забезпечення азотом і магнієм, які входять до складу хлорофілу. При нестачі цих елементів спостерігається хлороз – втрата зеленого кольору листків. Причиною хлорозу може бути й дефіцит заліза. Яке входить до складу ферментів, що каналізують найважливіші ланки біосинтезу хлорофілу – утворення б-амінолевулінової кислоти й протопорфірину. При нестачі міді хлорофіл легко руйнується, тому що порушується комплекси між хлорофілом і відповідними білками.

На загальний хід біосинтезу хлорофілу впливає вік листків і рослини в цілому. В молодих листках біосинтез відбувається в 10 -15 разів швидше, ніж у старих. Молекули хлорофілу не можуть служити необмежено довго. Частина їх поступово руйнується, замінюючись знову синтезованими. «Молоді» молекули хлорофілу в хімічному відношенні тотожні «старим», але мають інший зв'язок із білками і працюють більш активно.

Загальна кількість хлорофілу в фітоценозах досить велика. У посівах сільськогосподарських рослин середня кількість хлорофілу становить 1,5 г/м², або 15 кг/га.

Мета роботи: визначити вміст хлорофілів (мг %).

Прилади і матеріали: зелені листки рослин, крейда, етиловий спирт, фільтрувальний папір, скляна паличка, фарфорова ступка, піпетка, мітна пробірка, ФЕК, кювети.

Хід роботи

1. Наважку зелених листків (без середньої жилки) 0,2 г і приблизно 0,02 г крейди розтерти у ступці з 5 мл етилового спирту до одержання гомогенної маси.
2. Ступку й фільтр кілька разів сполоснути спиртом (піпеткою) і отриману масу відфільтрувати через фільтр у мірну пробірку на 10 мл. В окремій пробірці отриману витяжку розбавити в 5 разів (1мл витяжки + 4 мл спирту).
3. Для визначення концентрації пігментів на спектрофотометрі (ФЕК), екстракт налити в кювету приладу, чистий розчинник – у контрольну кювету. Помістити їх у кюветну камеру спектрофотометра і визначити оптичну густину витяжки при довжині хвилі, яка відповідає максимумам поглинання пігментів. За калібрувальною кривою визначити концентрацію хлорофілів у розчині (мг/літр), яка відповідатиме встановленій оптичній густині витяжки. Вміст хлорофілів у досліджуваному зразку визначають за формулою:

$$A = \frac{a \cdot v \cdot 100}{1000 \cdot c}$$

де А – вміст хлорофілів у листках, мг%;

а – концентрація хлорофілів у розчині (дані, за калібрувальною кривою) мг/літр;

в – загальний об'єм витяжки з урахуванням розведення;

с – наважка листків, г.

Приклад. У мірній пробірці довжиною 10 мл витяжки пігментів. Витяжку розбавили в 5 разів. Показник ФЕК = 0,340, що за калібрувальною кривою відповідає 7,6 мг/л. Наважка-0,2 г.

$$A = \frac{7,6 \cdot 10 \cdot 5 \cdot 100}{100 \cdot 0,2} = 190 \text{ мг\%}$$

Висновок:

Контрольні запитання

1. Як освітлення впливає на біосинтез хлорофілу?
2. Який діапазон температур є оптимальним для нагромадження хлорофілу?
3. Які макро- і мікроелементи необхідні для синтезу хлорофілу і чому?
4. В яких листках синтез хлорофілу відбувається інтенсивніше?
5. Яка середня кількість хлорофілів у сільськогосподарських посівах?

РОБОТА 9

ВИЗНАЧЕННЯ ІНТЕНСИВНОСТІ ФОТОСИНТЕЗУ ГАЗОМЕТРИЧНИМ МЕТОДОМ В ТЕЧІЇ ПОВІТРЯ

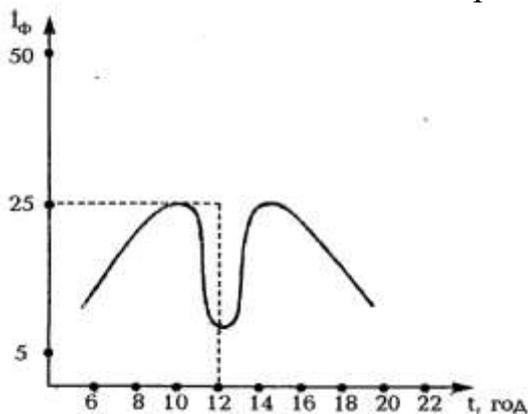
При фотосинтезі відбувається поглинання енергії сонячного світла хлорофілом та допоміжними пігментами і перетворення її в хімічну енергію; поглинання вуглекислого газу з атмосфери, відновлення його в органічні сполуки та виділення молекулярного кисню в процесі фотолізу води в атмосферу (яким ми дихаємо).

На інтенсивність проходження процесу фотосинтезу впливають: концентрація CO₂ в повітрі, спектральний склад світла, специфіка анатомічного апарату рослин, водний режим. (Об'ємна концентрація CO₂ в повітрі 0,03%).

Максимальний фотосинтез відбувається при відкритих продихах при невеликому водному дефіциті (5-20% від повного насичення).

Під інтенсивністю фотосинтезу розуміють кількість CO₂, засвоєного одиницею поверхні листка за одиницю часу (можна визначити кількість кисню, що виділяється певною масою за одиницю часу). Інтенсивність фотосинтезу коливається в межах від 5 до 25 мгCO₂-дм²/год., 5 — вранці, коли інтенсивність низька. Зміну інтенсивності фотосинтезу протягом

доби можна прослідкувати за графіком.



Тобто, дія фотосинтетичного апарату тісно пов'язана з освітленням та відкриттям, закриттям продихів. (О 12-00 годині дня продихи закриваються — інтенсивність фотосинтезу спадає, тобто настає полуденна депресія фотосинтезу).

Визначити інтенсивність фотосинтезу можна за допомогою ізотопного, газометричного та ін. методів.

Газометричний метод базується на визначенні кількості CO_2 у двох течіях повітря (1 варіант — листок фотосинтезуючої рослини поміщають у прозору плоску камеру; 2 варіант — без листка). Тобто, протягом приблизно 30 хвилин через установку протягують повітря (за допомогою води). Певна частіша CO_2 з течії повітря поглинається фотосинтезуючим листком, а частіша реагує з баритом $\text{Ba}(\text{OH})_2$, утворюючи BaCO_3 (по різниці CO_2 у двох течіях повітря розраховують інтенсивність фотосинтезу).

Мета роботи: визначити експериментально кількість засвоєного вуглекислого газу (CO_2) фотосинтезуючим листком дослідної рослини за одиницю часу.

Прилади і матеріали: прилад для визначення інтенсивності фотосинтезу газометричним методом в течії повітря має три складові частини:

1. Плоска прозора камера для фотосинтезуючого листка.
2. 10 л ємкість з водою, за допомогою якої протягується повітря через поглинач і камеру.
3. Поглинач (для поглинання CO_2 з повітря), з'єднаний трубкою з колбою, що містить барит $\text{Ba}(\text{OH})_2$.

Дослідна фотосинтезуюча рослина, $\text{Ba}(\text{OH})_2$, щавлева кислота, вода, ізоаміловий спирт, фенолфталеїн, колби на 100 мл, скляні палички, скляні стакани, піпетки, штативи.

Хід роботи

Варіант 1.

1. Встановити фотосинтезуючий листок в плоску прозору камеру.
2. Налити 100 мл бариту $\text{Ba}(\text{OH})_2$ — (концентрація 9 г/л) в колбу, під'єднану трубкою до поглинача, і додати 5-6 крапель ізоамілового спирту. Резинову трубку під'єднати до циліндра, закріпленого в штативі,

другий кінець опустити в колбу. Зафіксувати час, пустити воду з 10-літрової ємкості. Час досліду записати у таблицю (t).

3. Відібрати в колбу 10 мл бариту, через який не проходило повітря, додати 1-2 краплини індикатора фенолфталеїну (добавляти фенолфталеїн обережно, до ледь рожевого забарвлення). Титрування проводити щавлевою кислотою до зникнення забарвлення (1 мл щавлевої кислоти = 0,2 мг CO₂). Для цього довести кислоту в штативі до мітки і прослідкувати, щоб не було повітря. Кількість щавлевої кислоти, що використано на титрування Ва(ОН)₂, записати у таблицю і позначити як «В»).

4. У колбу для титрування налити нову порцію (10 мл) бариту, через який не проходило повітря, і додати 1-2 краплі фенолфталеїну і знову відтитрувати щавлевою кислотою до зникнення забарвлення. Кількість щавлевої кислоти, яку використано на титрування Ва(ОН)₂, записати в таблицю і позначити як «А».

5. Провести обрахунки площі фотосинтезуючої листової поверхні (S). Для цього гострим олівцем на міліметровому папері обвести контур листка і визначити площу ваговим методом.

Варіант 2. Повторити хід роботи першого варіанту, але без фотосинтезуючого листка у камері (тобто, пропустити через Ва(ОН)₂ — 10 л повітря). Кількість щавлевої кислоти, що використана при титруванні 10 мл бариту у другому варіанті, записати у таблицю і позначити через «С».

Назва рослини	Кількість щавлевої кислоти, що використана на титрування			Площа листка, см ²	Час досліду, год.	Інтенсивність фотосинтезу, мг CO ₂ дм ² /год
	Ва(ОН) ₂ у 1 варіанті «з листком»	Ва(ОН) ₂ «без листка» у 2 варіанті	Ва(ОН) ₂			
	В	С	А	S	t	I _ф
1	2	3	4	5	6	7

Розрахунок інтенсивності фотосинтезу за формулою:

$$I_{\phi} = \frac{((A-C)-(A-B)) \cdot 0,2 \cdot 100 \cdot 60}{S \cdot t}, \text{ мг CO}_2 \cdot \frac{\text{дм}^2}{\text{год}}$$

Де I_ф – інтенсивність фотосинтезу, мг CO₂ · $\frac{\text{дм}^2}{\text{год}}$

A – площа листка, см²

t – час досліду, год.

I_ф=

Висновок:

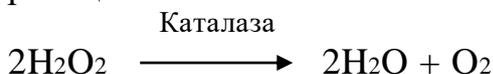
Контрольні запитання.

1. Які фактори впливають на інтенсивність фотосинтезу? Дати визначення інтенсивності фотосинтезу.
2. В чому суть газометричного методу визначення інтенсивності фотосинтезу?
3. Якщо дослідну рослину освітити спочатку зеленим, а потім синім світлом (однакової інтенсивності), при якому освітленні буде відмічено найшвидше поглинання CO₂?
4. Чому максимальна інтенсивність фотосинтезу спостерігається при незначному (5-20%) водному дефіциті, а не повній насиченості листків водою?

РОБОТА 10

ВИЗНАЧЕННЯ АКТИВНОСТІ КАТАЛАЗИ В ЛИСТКАХ РОСЛИН

Каталаза – це фермент класу оксидоредуктаз, простетичною групою якого є залізорпорфін. При багатьох окислювально-відновних реакціях утворюється пероксид водню, надлишок якого є токсичним для клітини. Каталаза каталізує його розщеплення на воду і молекулярний кисень за реакцією



Каталаза широко розповсюджена в рослинних тканинах і є одним з най активніших ферментів. Роль її полягає в забезпеченні киснем тих ділянок рослинних тканин, куди доступ кисню ускладнений. Цей фермент було виявлено в мікротільцях (пероксисомах), що беруть участь у процесі фото дихання.

Об'ємний метод визначення активності каталази базується на відновленні об'єму молекулярного кисню, що виділяється при розпаді пероксиду водню в дослідній тканині під впливом каталази.

Для визначення активності каталази використовують прилад, який складається з конічної колби на 150 мл, скляної груші та бюретки. Усі частини приладу з'єднані гумовими трубками і скляним трійником,

бюретка і скляна груша, зафіксовані в штативі. Грушу та бюретку заповнюють дистильованою водою.

Мета роботи: визначити активність каталази в дослідній рослинній тканині

Прилади і матеріали: фарфорова ступка, колба на 250 мл, 3%-ий розчин пероксиду водню, скляний стакан, трійник, бюретка, штатив.

Хід роботи

1. Наважку рослинного матеріалу (1 г) добре розтерти у фарфоровій ступці з 0,5 г крейди для створення слабо лужного середовища, оптимального для дії каталази (рН 7,0 – 7,7).

2. Розтерту масу перенести в колбу, ступку промити водою, яку також злити в колбу.

3. На дно колби пінцетом поставити невеликий стаканчик, в який налити 2 мл 3%-го розчину пероксиду водню. Колбу закрити пробкою, з'єднаною через трійник із бюреткою.

4. Рівні в груші та бюретці виміряти, колбу стряхнути так, щоб стаканчик перекинувся і його вміст змішався з рослинним матеріалом. Кисень, який виділяється в результаті реакції, знижує рівень води у бюретці. Кожну хвилину робити заміри. Дослід закінчити через 5 хвилин.

5. Об'єм витісненої води дорівнює об'єму кисню, який виділяється під час розпаду пероксиду водню під дією каталази дослідної рослинної тканини. За об'ємом кисню можемо судити про ферментативну активність каталази.

6. Активність каталази розрахувати за формулою

$$A = \frac{V \cdot 60}{n \cdot t}$$

де V – об'єм витісненої води, мл;

n – наважка, г;

t – час досліду, хв;

60 – коефіцієнт перерахунку, хв.

Висновок:

Контрольні запитання

1. До якої групи ферментів належить каталаза?
2. Що входить до складу простетичної групи каталази?

3. За яким рівнянням відбувається розщеплення пероксиду водню?
4. У чому полягає фізіологічна роль каталази в рослинах?
5. Який принцип методу визначення активності каталази?

РОБОТА 11
ВИЗНАЧЕННЯ ІНТЕНСИВНОСТІ ДИХАННЯ ЗА КІЛЬКІСТЮ
ВИДІЛЕНОГО ВУГЛЕКИСЛОГО ГАЗУ (ЗА МЕТОДОМ П. БОЙСЕН-
ЙЕНСЕНА)

Для рослин оптимальною є вологість 40% при якій проходить дихання. При диханні рослина поглинає O_2 та виділяє CO_2 .

Метод П.Бойсен-Йенсена по визначенню інтенсивності дихання за кількістю виділеного вуглекислого газу базується на властивості вуглецю зв'язуватись слабким лугом — баритом $Ba(OH)_2$, так як саме цей луг дуже швидко сорбує кисень.

В дослідженнях необхідно встановити, яке насіння буде дихати інтенсивніше: сухе, вологе чи проросле. В колбу для визначення інтенсивності дихання наливають певну кількість бариту і на гачок підвішують наважку дослідного об'єкту таким чином, щоб він знаходився в 2-3 см від бариту.

При диханні дослідного об'єкту виділений діоксид вуглецю прореагує з лугом. При цьому концентрація розчину значно зменшиться:
 $Ba(OH)_2 + CO_2 = BaCO_3 + H_2O$. Через певний час луг, що залишився в колбі, титрують: $Ba(OH)_2 + 2HCl = BaCl_2 + 2H_2O$.

В досліді 3 варіанти, контроль — колба без насіння

1. варіант — сухе насіння
2. варіант — вологе насіння (замочують насіння пшениці за 24 години)

3. варіант — проросле насіння.

За різницею титрування бариту контрольної та дослідної колб прямопропорційній кількості виділеного при диханні CO_2 визначають інтенсивність дихання запропонованого об'єкту. Ставити на експозицію колбу краще не менше, ніж на 1 год., щоб на поглинання CO_2 було використано 30-50% лугу.

Мета роботи: визначити інтенсивність дихання сухого, вологого та пророслого насіння різних рослинних об'єктів за кількістю виділеного вуглекислого газу.

Прилади та матеріали: сухе, вологе та проросле насіння пшениці, штативи, бюретки, скляні стаканчики, терези, дослідні колби з щільними пробками і гачками, марля, 0,025 н розчин $\text{Ba}(\text{OH})_2$, щавлева кислота, фенолфталеїн.

Хід роботи

1. Підготувати наважки (4-5 г) сухого, вологого та пророслого насіння дослідного об'єкту. Перенести наважку в марлю, зав'язати та зафіксувати на пробці з гачком.

2. В 4 дослідні колби (контроль — без насіння, 1 варіант — сухе, 2 варіант — вологе, 3 варіант — проросле) внести 1-2 краплі фенолфталеїну і 10 мл 0,025 н розчину $\text{Ba}(\text{OH})_2$. Барит необхідно наливати тільки тоді, коли все підготовлено, так як налитий в дослідні колби барит реагує і з тим вуглецем, що видихає людина при проведенні досліді, що значно збільшує похибку досліді.



3. Швидко і щільно закрити дослідні колби пробками (марлевий мішечок повинен знаходитись на висоті 2-3 см від бариту). Контрольну колбу без насіння закрити просто пробкою. Зафіксувати час початку досліді.

4. Експозиція 1 година, протягом якої дослідні колби необхідно обережно струшувати, для зруйнування на поверхні бариту плівки BaCO_3 , для кращого поглинання вуглекислого газу. Також слідкувати за тим, щоб розчин в колбі мав постійно рожеве забарвлення. Знебарвлення забарвлення свідчить про те, що барит $\text{Ba}(\text{OH})_2$ використано на

зв'язування CO₂, в цьому випадку потрібно прилити в контрольну та "знебарвлену" колбу по 5 мл розчину Ва(ОН)₂.

5. Титрування проводити щавлевою кислотою до повного зникнення рожевого забарвлення. Титрування контрольної колби можна проводити через 25-30 хв експозиції.

6. Інтенсивність дихання обчислюють за формулою:

$$I_d = \frac{(A-B) \cdot 0,55}{p-t}$$

де I_d — інтенсивність дихання, мг CO₂ • г1 • год⁻¹;

A — об'єм щавлевої кислоти необхідний для титрування контрольного розчину, мл;

B - об'єм щавлевої кислоти, необхідний для титрування дослідного розчину, мл;

p — наважка, г;

t — експозиція, год.

7. Результати досліду вписати в таблицю

Об'єк т	Наважка, г	Об'єм Ва(ОН) ₂ , мл	Час експоз иції, год	Кількість щавлевої кислоти, що використана на титрування, мл				Інтенсивні сть дихання
				контроль	1 вар.	2. вар.	3 вар.	

Висновок:

Контрольні запитання

1. На чому базується метод П. Бойсен-Йенсена визначення інтенсивності дихання?
2. Які фактори впливають на інтенсивність дихання рослинного організму?
3. В яких тканинах інтенсивність дихання вища меристематичних або запасуючих?
4. Якими методами можна виміряти інтенсивність дихання рослин?
5. Чому для кращого зберігання овочів у сховищах підтримують низькі позитивні температури і високу концентрацію CO₂.

РОБОТА 12

ВИЗНАЧЕННЯ ВМІСТУ ЗОЛИ В РІЗНИХ ОРГАНАХ РОСЛИН ТА МІКРОХІМІЧНИЙ АНАЛІЗ ЗОЛИ

В різних частинах рослини міститься неоднакова кількість живих клітин, тому кількість золи в них теж різна.

Зола — це залишок, який отримують після спалювання органічних речовин. При спалюванні азот, фосфор, вуглець, водень та частково кисень видаляються, а в золі залишаються окисли ряду елементів — натрій, калій, кальцій, залізо. Ґрунтово-кліматичні, агротехнічні умови вирощування рослин, а також вид, сорт, особливості досліджуваних тканин впливають на вміст та склад зольних елементів. Наприклад, в листках міститься золи більше, ніж в коренях, стовбурі та корі. Окремі види рослин мають здатність нагромаджувати окремі елементи. Так, концентрація бору в листках бобових культур та капусти значно вища, ніж у злакових, а вміст кальцію в листках бобових сягає кількох відсотків на суху вагу, в той час у злакових культур їх не більше 0,5%. Зольні елементи відіграють важливу роль в обміні речовин рослин, входять до складу біологічно-активних сполук.

Для виявлення макро- та мікроелементів у рослинній золі, користуються реакціями, в результаті яких утворюються кристали або розчин набуває забарвлення при наявності певного елемента.

Мета роботи: визначити якісний склад золи різних частин рослини в залежності від різних умов мінерального живлення.

Прилади і матеріали: зола різних частин дослідних рослин, 10% розчин соляної кислоти, дистильована вода, аміак, 1%-ні розчини: нітрату

стронцію, молібдату амонію в 15% азотній кислоті, жовтої кров'яної солі, сульфату талію, сірчаної кислоти, фосфату натрію; скляні палички, пробірки, паперові фільтри або вата, скляні лійки, предметні стекла, мікроскопи, електроплитка.

Хід роботи

1. Частина мінеральних речовин, що входять до складу золи розчинна в кислоті, частина у воді. Тому, із дослідного зразка золи необхідно приготувати два розчини: кислотний і водний. У дві пробірки (для визначення якісного складу золи певної частини рослини) насипати 0,30 см³ золи та додати в першу 2 мл розчину 10% соляної кислоти (НСl), другу - 2 мл води (H₂O). Добре розмішати скляною паличкою та відставити на 15 хв. Потім профільтрувати досліджувані розчини крізь тонкий шар вати або невеличкий паперовий фільтр у чисті пробірки.

2. Реакції проводять на предметних стеклах. На відстані 1-1,5 см нанести краплину витяжки золи і реактиву. Повільно та обережно з'єднати ці дві краплини скляною паличкою. Відбувається реакція при взаємодії розчину з реактивом і утворюються кристали характерні для того, чи іншого елемента (Рис. 6). Слід зазначити, що великі, чіткі кристали утворюються при повільному обережному з'єднанні крапель препарувальною голкою або скляною паличкою, а дрібні, малопомітні при швидкому та повному перемішуванні краплин. Утворені кристали необхідно замалювати.

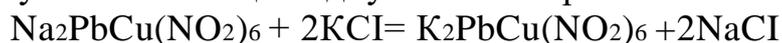


1. кристали хлориду талію
2. кристали свинцево-мідного нітрату калію
3. кристали сульфату кальцію (гіпсу)
4. кристали фосфорноаміачномагnezіальної солі
5. кристали фосфорномолібдату амонію.

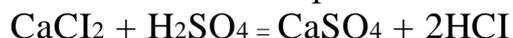
Рис. 6. Кристали (під мікроскопом).

3. **Виявлення калію** здійснюють у водному розчині золи за допомогою розчину комплексної солі $\text{Na}_2\text{PbCu}(\text{NO}_2)_6$. Краплю водної витяжки золи на предметному склі підсушити, потім на залишок нанести краплю реактиву. Через 2-3 хв розглянути під мікроскопом. За наявностію

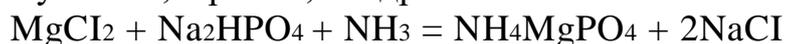
калію бачимо темно-коричневі кубічної форми кристали свинцево-мідного нітрату калію. Реакція відбувається за рівнянням:



4. **Виявлення кальцію** здійснюється за допомогою 1%-го розчину H_2SO_4 . На предметне скло нанести краплю солянокислої витяжки, додати краплю 1%-го розчину H_2SO_4 і підсушити над плиткою. У ході реакції утворюються голчасті кристали гіпсу.



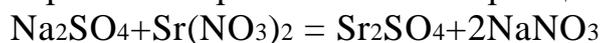
5. **Виявлення магнію.** Краплину витяжки золи нейтралізувати розчином аміаку, а потім з'єднати з краплиною Na_2HPO_4 . Після нагрівання випадають кристали фосфорно-аміачно-магnezіальної солі у вигляді прямокутників, зірочок, квадратиків



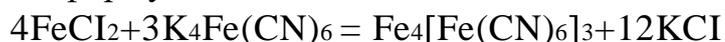
6. Для виявлення фосфору крапля солянокислої витяжки золи на предметному склі з'єднується з 1%-вим розчином молібдату амонію в 1%-ому розчині HNO_3 . Випадають зеленувато-жовті кристали фосфорно-молібденового аміаку за реакцією



7. Для виявлення сірки до краплі солянокислої витяжки золи додати краплю 1%-го розчину нітрату стронцію і трохи нагріти. Утворюються дрібні кристали сірчаноокислого стронцію



8. Для виявлення заліза використовують кольорову реакцію з 1%-вим розчином жовтої кров'яної солі $\text{K}_4\text{Fe}(\text{CN})_6$. Утворюється берлінська лазур за формулою:



9. Зробити висновки про кількість і вміст елементів у золі рослини.

Висновок:

Контрольні запитання

1. Які макроелементи містяться в золі рослин і за допомогою яких реакцій їх можна виявити?
2. Яка фізіологічна роль макро- та мікроелементів?
3. Візуально, за якими ознаками можна визначити нестачу того чи іншого елементу в рослині?
4. Які фактори впливають на якісний та кількісний склад золи рослин?
5. Які елементи належать до органогенів?
6. Чому різні органи рослини містять різну кількість золи?

РОБОТА 13

КІЛЬКІСНЕ ВИЗНАЧЕННЯ НІТРАТІВ У РОСЛИНАХ

Мінеральні речовини рослини засвоюють з ґрунту у формі різних сполук. Азот в процесі живлення рослини використовують в різних формах, це:

- 1) молекулярний азот повітря;
- 2) нітратна та амонійна форми;
- 3) органічний азот

Нітратна форма азоту є найоптимальнішою для живлення рослинного організму. Нітрати (солі азотної кислоти) рослини поглинають кореневою системою, відновлюючи їх до аміаку. Аміак з кетокислотами утворює амінокислоти. Також, під дією різних чинників нітрат може проходити паренхіму кореня рослини в незмінному вигляді і по ксилемі з висхідним током потрапляти до листків, де відбувається фотохімічне відновлення нітрату до аміаку

При необґрунтованому використанні, передозуванні азотних добрив, недостатньому освітленні нітрати накопичуються в рослинах, плодах, овочах. Допустимий вміст нітратів складає 2-3 мг на 1 кг сирової маси. Найбільша локалізація нітратів моркви, буряку та ін. у верхній частині коренеплоду (ближче до листків).

Отже, мати уяву про вміст нітратів необхідно для оцінки якості продукції вживаної в їжу.

Мета роботи: визначити вміст нітратів в різних рослинах порівнянням забарвлення з контрольними концентраціями нітратів.

Прилади і матеріали: рослинні об'єкти контрольний розчин нітратів (1,631 г хімічно чистого сухого KNO_3 розчинити у дистильованій воді і довести до 1 л), 0,5% розчин дифеніламіну в концентрованій сірчаній кислоті, ручний прес для видавлювання соку з дослідних об'єктів, піпетки, скальпелі, фарфорові ячейки для соку та контрольних розчинів.

Хід роботи

1. Приготувати контрольні стандартні розчини з концентрацією NO_3 на 1 л дистилляту: 10 мг, 125, 250, 500, 1000.

2. Стандартні розчини NO_3 помістити у фарфорові ячейки від нижчої до вищої концентрації.

3. В інші ячейки помістити по 2 краплини соку досліджуваних об'єктів (або гомогенної маси, отриманої з рослини).

4. До стандартних розчинів і соку дослідних об'єктів додати по 1 краплині реактиву дифеніламіну. Реактив взаємодіє з азотом і синіє через 1-2 хвилини. Надалі забарвлення буде змінюватися, тому провести порівняння забарвлення з стандартними контрольними розчинами різних концентрацій потрібно швидко.

Об'єкт	Забарвлення	Кількість нітратів

У висновку вказати, в яких органах дослідних рослин відбувається відновлення нітратів і як зовнішні умови впливають на їх вміст у рослинах.

Висновок:

Контрольні запитання

1. Яким чином нітратна форма перетворюється на амонійну в рослині?
2. Якими методами можна визначити вміст нітратів в рослині?
3. При нестачі азоту та інших елементів мінерального живлення в рослині, які зовнішні ознаки ми спостерігаємо?

4. В процесі живлення якими шляхами рослина може отримувати азот?
5. Допустима норма нітратів і нітритів в рослині.
6. Яка фізіологічна роль макро-, мікро- та ультрамікроелементів?
7. В яких органах рослини нітрати піддаються перетворенням?

РОБОТА 14

ВИРОЩУВАННЯ РОСЛИН НА ПОВНІЙ ПОЖИВНІЙ СУМІШІ З ВИКЛЮЧЕННЯМ ОКРЕМИХ ПОЖИВНИХ ЕЛЕМЕНТІВ

За даними В. І. Вернадського, до складу живої матерії речовини рослин входять 37 хімічних елементів; тепер встановлено, що кількість їх ще більша – у організмі рослин знаходяться майже всі елементи, які зустрічаються в земній корі. Відомо, що присутність хімічних елементів у золі та визначення їх відсоткового вмісту не є доказом того чи іншого елемента для життєдіяльності рослини. Для того щоб з'ясувати, які елементи живлення необхідні рослинам, проводять експерименти з водними культурами. Було встановлено, що рослини нормально розвиваються при наявності в поживному розчині шести мікроелементів (азоту, калію, кальцію, фосфору, магнію і сірки) та семи мікроелементів (бору, марганцю, цинку, міді, молібдену, заліза і кобальту).

Особливістю методу водних культур є те, що всі необхідні елементи мінерального живлення вносять у вигляді солей, які добре розчиняються у воді. Склад живильного середовища може змінюватися будь-який час експерименту згідно зі схемою досліду.

Реакція рослин (зміна обміну речовин, затримка росту, розклад структур) при вилученні різних елементів із поживного середовища неоднакова. Найшвидше проявляється нестача азоту і кальцію. Обмін азоту безпосередньо пов'язаний з ростом завдяки тому, що він входить до складу ростових речовин, білків і нуклеїнових кислот. Кальцій не є таким необхідним, як азот, але він не придатний для повторного використання (реутилізації) Високий ступінь реутилізації властивий фосфору, сірці, калію, натрію, меншій – магнію. Тому, навіть при повному вилученні цих

елементів помітити зміни в рослині можна не раніше, як через два тижні. Важко ре утилізуються залізо, молібден, кобальт, мідь, цинк і марганець.

Для визначення ролі добрив використовують крім водних, ще піщані і ґрунтові культури, тобто культивують рослини у вегетаційних посудинах, заповнених піском або ґрунтом. Доцільність використання тієї чи іншої модифікації витікає із завдань експерименту.

Мета роботи: освоїти техніку водних культур та виявити необхідність окремих елементів для росту рослин.

Прилади і матеріали: 7-денні проростки кукурудзи, сухі солі $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, KCl , $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, KH_2PO_4 , Fe_2Cl_6 , $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, NaCl , 3%-й розчин H_2O_2 , аналітичні терези, банки з пропарафінованими кришками з двома отворами (4 шт), негігроскопічна вата, лінійка, чорний і білий папір.

Хід роботи

1. Чотири літрові скляні банки обгорнути спочатку чорним папером (запобігаючи розвитку водоростей), а потім – білим (щоб не допустити перегріву коренів під дією сонячних променів). На кожен банку прикріплюють етикетки і наливають по 700 мл водопровідної води.

2. Приготувати повну поживну суміш Кнопа (варіант №1):

$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ – 1 на 1 літр води;

KCl – 0,125 г

MgSO_4 – 0,25 г

KH_2PO_4 – 0,25 г

Fe_2Cl_6 – 0,0125 г (додати приблизно 6 крапель 1 %-ого розчину).

3. У варіанті №2 використовують суміш без азоту. Замість солі, що містить у своєму складі азот - $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, у суміш додають сіль $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$. Сіль-замінник необхідно додати в еквівалентній кількості. Вміст кальцію в суміші має залишатися без змін.

Приклад розрахунку кількості солі-замінника:

Спочатку розраховують кількість кальцію (молекулярна маса 40) в 1 г солі $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (молекулярна маса 164):

$164 - 40$

$$1 - x \quad x = \frac{40 \cdot 1}{164} = 0,24 \text{ (г)}$$

Потім установлюють кількість солі $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ (молекулярна маса 172), яка містить 0,24 г кальцію:

$172 - 40$

$$x - 0,24 \quad x = \frac{172 \cdot 0,24}{40} = 1,03 \text{ (г)}$$

Отже, для вивчення впливу азоту у варіанті №2 замість солі $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ беруть 1,03 г солі $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$.

4. У варіанті №3 зі суміші вилучають фосфор. Замість солі KH_2PO_4 беруть сіль KCl в еквівалентній кількості за вмістом калію.

Висновок:

Контрольні запитання

1. Які хімічні елементи належать до мікроелементів, а які до мікроелементів?
2. Нестача яких мікроелементів виявляється швидше за інші та чому?
3. Для яких елементів властива швидка реутилізація в рослині?
4. На листках якого ярусу найшвидше спостерігаються симптоми нестачі фосфору і калію?
5. Які функціональні зміни спостерігаються при незбалансованому живленні рослин?

РОБОТА 15

ВИЯВЛЕННЯ РИТМІЧНОСТІ РОСТУ РОСЛИН

Одним з найвидатніших узагальнень кінця позаминого століття, яке мало загально біологічне значення, було встановлення Ю. Саксом універсальності кривих росту окремих клітин, тканин і органів, організмів та популяцій. Виявилось, що ріст усіх форм живого можна виразити сигмоїдною кривою, або кривою «великого періоду росту». Спочатку ріст клітин дуже сповільнений, в цей період відбуваються інтенсивні біохімічні процеси, пов'язані з нагромадженням енергії. У логарифмічній фазі ріст, урахований за будь-яким показником (лінійний розмір, поверхня, об'єм, маса, новоутворення структур цитоплазми), виражається прямою лінією щодо часу. Кількість хімічної енергії, яка локалізована у вигляді АТФ, на одиницю маси в цей період різко зменшується. У фазах сповільненого росту і стаціонарного стану зміни в перерахованих параметрах, що характеризують ріст, у край незначні, через нестачу енергії орган втрачає здатність боротися за фактори середовища та чинити опір вірусам і зазнає деструктивних процесів під впливом нових органів, які почали рости чи відкладати речовини про запас.

Чергування сповільненого та інтенсивного росту клітини, органа, організму і популяції називають **ритмічністю росту**. Однією з причин сповільненого і повного припинення росту рослин у природних умовах є дія несприятливих навколишніх факторів. Однак ендогенні причини (рівень нуклеїнових кислот, фосфорилування, гормональна регуляція) також викликають ритмічність росту. Зокрема, припинення росту деревних порід у

наших умовах відбувається ще в липні – порі року, яка за своїми умовами сприятлива для росту. У тропіках також майже всім рослинам властиве періодичне призупинення ростових процесів. У деревних порід його легко можна спостерігати за довжиною міжвузлів, що утворюються в процесі росту пагона.

Мета роботи: дослідити динаміку росту пагона деревної рослини.

Прилади і матеріали: однорічний пагін деревної рослини, лінійка, папір у клітинку.

Хід роботи

1. Взяти однорічний пагін деревної породи і виміряти довжину кожного міжвузля, починаючи з основи пагона – місця, де була торішня верхівкова брунька. Потім до верху всі листкові рубці пронумерувати. При цьому важливо не випустити з уваги зближені рубці в основі та на верхівці пагона.

2. Одночасно зробити два виміри: довжини міжвузлів (відстані між двома сусідніми листковими рубцями) і пагона (відстані між першим рубцем і кожним наступним). Зрозуміло, що довжина пагона на певний період росту кількісно має бути сумою довжин міжвузлів, що з'явилися на цей час, а довжина всього пагона дорівнює сумі довжин усіх міжвузлів.

3. Одержані дані записати в таблицю.

Довжина, мм	Порядковий номер міжвузля									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Міжвузля										
Пагона										

4. За одержаними даними побудувати два графіки: **криву ритмічності росту** (за довжиною міжвузлів) і **велику криву росту** (за довжиною пагона від основи до кожного наступного листкового рубця). Для цього на осі абсцис відкласти порядкові номери міжвузлів, а на осі ординат – довжину міжвузлів (перший графік) чи наростаючу довжину пагона (другий графік). В останньому випадку підібрати необхідний масштаб.

Висновок:

Контрольні запитання

1. Що таке крива «великого періоду росту»?
2. Що таке ритмічність росту?

3. Які причини явища сповільненого росту рослин?
4. Які процеси відбуваються у фазах сповільненого росту і стаціонарного стану?
5. Чим пояснюється логарифмічна фаза росту рослин?

Звіт про практику

Студенти ведуть робочі щоденники практики, в яких регулярно записують інформації про свою роботу: отримані знання, свою участь у семінарах, екскурсіях, робочих нарадах, а також не зрозумілі питання, які з'ясовують у керівника практики. Результати робіт студенти записують у робочі журнали. Звіт з практики складається по мірі накопичення матеріалів.

Звіт про практику кожний студент складає індивідуально. Зміст його обумовлений програмою практики і відображає все, що студент вивчив, дослідив за період практики та виконання індивідуальних завдань.

Обсяг роботи може орієнтовно становить 20 сторінок рукописного тексту. Але бажання автора щодо збільшення обсягу з метою більш повного і детального викладу окремих питань не обмежується.

За результатами проходження навчальної практики практикант отримує залік. Підставою для отримання заліку є подання на кафедру наступних документів:

- щоденника навчальної практики;
- звіту про проходження практики, підписаного керівником практики.

Відмітка про залік заноситься до залікової відомості та залікової книжки студента.

Умови визначення навчального рейтингу по практиці

№	Вид роботи	Кількість робіт	Мінімальна сума балів	Максимальна сума балів
1	Участь у виконанні практичних робіт	5	40	60
2	Активність, ініціатива при виконанні робіт	1	5	10
3	Оформлення звіту	1	5	10
4	Захист звіту	1	10	20
Разом			60	100

НАЦІОНАЛЬНИЙ УНІВЕРСИТЕТ
БІОРЕСУРСІВ І ПРИРОДОКОРИСТУВАННЯ УКРАЇНИ

ЩОДЕННИК
З НАВЧАЛЬНОЇ ПРАКТИКИ

з дисципліни
ФІЗІОЛОГІЯ РОСЛИН

студента

_____ (прізвище, ім'я, по батькові)

Факультет _____

Кафедра _____

для підготовки фахівців ОС «Бакалавр»

спеціальність 162 «Біотехнологія»

(назва)

_____ курс, група _____

Оцінка:

за національною шкалою _____
(словами)

кількість балів _____
(цифрами і словами)

за шкалою ECTS _____

Керівник практики від вищого навчального закладу

(підпис) (прізвище та ініціали)

ПАМ'ЯТКА

СТУДЕНТУ, ЯКИЙ ЗНАХОДИТЬСЯ НА ВИРОБНИЧІЙ ПРАКТИЦІ
для студентів напряму “Біотехнологія та біоінженерія”

1. Про порядок заповнення щоденника

1. Ведення щоденника студентом під час проходження виробничої практики є обов'язковим і проводиться щоденно. Після заповнення щоденник разом із звітом здається завідувачу відповідної спец дисципліни.

2. Заповнення щоденника проводиться таким чином:

Розділ I – короткий зміст роботи.

В кінці кожного робочого дня студент заповнює всі графи в першому розділі і дає на підпис керівнику практики від установи. Заповнення проводиться коротко, в стислій формі.

3. Розділи II, III, IV, V – не вимагають пояснень

4. Розділи VI, VII, VIII – обов'язково заповнюються в кінці практики

5. Відмітки в розділі IX проводяться деканом факультету і керівником практики від виробництва.

2. Що потрібно зробити студенту до від'їзду на практику:

- ознайомитися з наказом по НУБіП про проведення виробничої практики;
- з'ясувати назву, точну адресу виробництва, на якому намічена практика ;
- довідатися, хто є старостою групи практикантів в даній установі ;
- одержати від керівника практики щоденник, робочу програму виробничої практики, індивідуальне завдання і консультацію з усіх організаційних питань;
- пройти інструктаж з питань охорони праці та протипожежної безпеки.