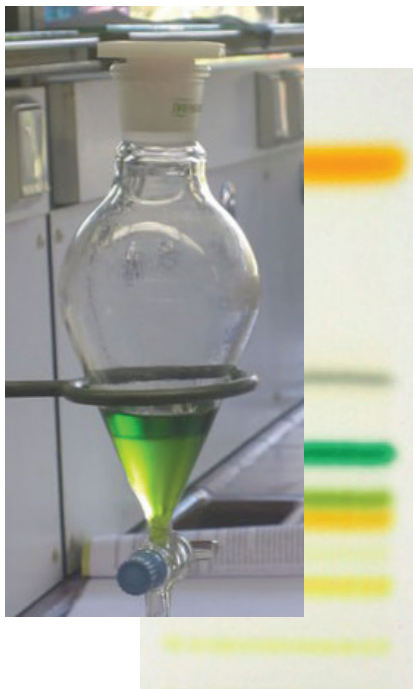


МІНІСТЕРСТВО ОСВІТИ І НАУКИ УКРАЇНИ
ОДЕСЬКИЙ НАЦІОНАЛЬНИЙ УНІВЕРСИТЕТ
імені І. І. МЕЧНИКОВА

БІОЛОГІЧНИЙ ФАКУЛЬТЕТ

КАФЕДРА БОТАНІКИ, ФІЗІОЛОГІЇ РОСЛИН
ТА САДОВО-ПАРКОВОГО ГОСПОДАРСТВА



ФІЗІОЛОГІЯ ТА БІОХІМІЯ РОСЛИН

методичні вказівки до лабораторних робіт
для здобувачів першого (бакалаврського) рівня
вищої освіти за ОПП Біологія

ОДЕСА
ВИДАВЕЦЬ С. Л. НАЗАРЧУК
2024

УДК 581.1(076.1) Ф504

Укладачі:

О. М. Ружицька, кандидат біологічних наук, доцент кафедри ботаніки, фізіології рослин та садово-паркового господарства Одеського національного університету імені І. І. Мечникова

І. П. Якуба, кандидат біологічних наук, доцент кафедри ботаніки, фізіології рослин та садово-паркового господарства Одеського національного університету імені І. І. Мечникова

Ю. С. Назарчук, кандидат біологічних наук, доцент кафедри ботаніки, фізіології рослин та садово-паркового господарства Одеського національного університету імені І. І. Мечникова

Рецензенти:

Г. В. Ямборко, кандидат технічних наук, доцент кафедри мікробіології, вірусології та біотехнології ОНУ імені І. І. Мечникова

С. С. Чернадчук, кандидат біологічних наук, доцент кафедри молекулярної біології, біохімії та генетики ОНУ імені І. І. Мечникова

*Рекомендовано до друку вченою радою
біологічного факультету ОНУ імені І. І. Мечникова
Протокол № 5 від 29 грудня 2023 р.*

Ф504 **Фізіологія та біохімія рослин** : методичні вказівки до лабораторних робіт для здобувачів першого (бакалаврського) рівня вищої освіти за ОПП Біологія / уклад.: О. М. Ружицька, І. П. Якуба, Ю. С. Назарчук. Одеса : Видавець С. Л. Назарчук, 2024. 74 с.

У методичних вказівках наведені лабораторні роботи, що охоплюють основні розділи фізіології (фізіологія рослинної клітини, фотосинтез, дихання рослин, водний режим, мінеральне живлення, ріст та розвиток рослин, фізіологія стійкості) та біохімії рослин. Для засвоєння матеріалу на початку робіт наведені теоретичні відомості, а в кінці кожного розділу контрольні питання. Виконання завдань вказівок сприятиме поглибленню знань здобувачів вищої освіти з теоретичної частини курсу та надбанню практичних навичок з фізіології та біохімії рослин.

ЗМІСТ

ВСТУП	5
Правила роботи в лабораторії фізіології та біохімії рослин.	6
Змістовий модуль 1.	
ФІЗИОЛОГІЯ РОСЛИННОЇ КЛІТИНИ ТА ВОДООБМІНУ РОСЛИН	7
<i>Лабораторна робота 1.</i>	
Вплив іонів калію і кальцію на в'язкість цитоплазми	9
<i>Лабораторна робота 2.</i>	
Визначення осмотичного тиску клітинного соку методом плазмолізу (за методом Г. де Фриза)	11
<i>Лабораторна робота 3.</i>	
Визначення сисної сили клітин за методом струменів (за методом В. С. Шардакова)	13
<i>Лабораторна робота 4.</i>	
Вплив зовнішніх умов на процес гутації	16
<i>Лабораторна робота 5.</i>	
Вплив зовнішніх умов на стан продихів за методом інфільтрації (за методом Моліша)	18
<i>Лабораторна робота 6.</i>	
Визначення інтенсивності транспірації ваговим методом та відносної транспірації	20
<i>Лабораторна робота 7.</i>	
Визначення інтенсивності транспірації хлоркобальтовим методом (за методом Шталя)	23
Змістовий модуль 2. ФІЗИОЛОГІЯ ДИХАННЯ РОСЛИН	25
<i>Лабораторна робота 8.</i>	
Визначення активності дегідрогеназ у рослинних тканинах ..	25
<i>Лабораторна робота 9.</i>	
Виявлення пероксидази в рослинному матеріалі	27
<i>Лабораторна робота 10.</i>	
Визначення інтенсивності дихання за кількістю виділеного вуглекислого газу (за методом Бойсен-Йенсена)	30

Змістовий модуль 3. ФІЗІОЛОГІЯ ФОТОСИНТЕЗУ	32
<i>Лабораторна робота 11.</i>	
Властивості пігментів листа	34
<i>Лабораторна робота 12.</i>	
Розділення пігментів методом хроматографії на папері	37
<i>Лабораторна робота 13.</i>	
Дія хлорофілу на реакцію переносу водню	39
<i>Лабораторна робота 14.</i>	
Визначення вмісту хлорофілу у листках	41
<i>Лабораторна робота 15.</i>	
Визначення інтенсивності фотосинтезу (за методом Л. О. Іванова та Н. Л. Косовича)	43
Змістовий модуль 4.	
ФІЗІОЛОГІЯ МІНЕРАЛЬНОГО ЖИВЛЕННЯ РОСЛИН.	
РІСТ І РОЗВИТОК РОСЛИН.	
ФІЗІОЛОГІЯ СТІЙКОСТІ РОСЛИН	46
<i>Лабораторна робота 16.</i>	
Вирощування рослин у водній культурі на повній поживній суміші та з виключенням елементів живлення.	48
<i>Лабораторна робота 17.</i>	
Ріст коренів пшениці у розчині чистої солі та в суміші солей (антагонізм іонів)	63
<i>Лабораторна робота 18.</i>	
Визначення зони росту кореня кукурудзи	65
<i>Лабораторна робота 19.</i>	
Визначення зони росту надземної частини паростка соняшника	67
<i>Лабораторна робота 20.</i>	
Вплив гетероауксину на ріст коренів пшениці	68
<i>Лабораторна робота 21.</i>	
Захисна дія цукрів на білки протоплазми при дії низьких температур	70
<i>Лабораторна робота 22.</i>	
Визначення жаростійкості рослин (за Ф. П. Мацковим)	71
СПИСОК РЕКОМЕНДОВАНОЇ ЛІТЕРАТУРИ	73

ВСТУП

Методичні вказівки розроблені для здобувачів біологічного факультету, які вивчають загальний курс фізіології та біохімії рослин. Вони сприяють закріпленню теоретичних знань, одержаних здобувачами в лекційному курсі з фізіології рослин, і підкріплюються теоретичним знанням суміжних дисциплін, які вивчалися на попередніх курсах (Хімія, Фізика, Ботаніка, Біохімія).

Фізіологія рослин вивчає фізіологічні процеси на різних рівнях організації рослинного організму (на клітинному, тканинному та на рівні цілого організму), в тому числі за екстремальних умов середовища. Як інтегративна наука фізіологія рослин використовує чисельні класичні та найсучасніші науково-методичні підходи до пізнання основ життєдіяльності рослинного організму.

В процесі виконання лабораторних робіт здобувачі знайомляться з особливостями функціонування рослинних клітин і організмів, оволодіють методами фізіології рослин: лабораторно-аналітичними і вегетаційними, методами математичної статистики тощо для аналізу отриманих результатів.

У методичних вказівках розглядаються основні теоретичні положення про фізіологічні процеси та явища, для вивчення яких проводяться відповідні лабораторні роботи з: фізіології рослинної клітини, фотосинтезу, дихання та водообміну, мінерального живлення тощо, а також такі, що дозволяють розглянути деякі питання росту та розвитку, стійкості до несприятливих умов тощо. Описуються обладнання та матеріали, необхідні для проведення робіт та хід їх виконання.

Лабораторні роботи є обов'язковими для виконання здобувачами відповідно до робочої програми дисципліни.

При виконанні лабораторної роботи студент повинен:

1. Підготувати теоретичну частину загального курсу, використовуючи підручник, конспект, посібник, щодо роботи, яка виконується.
2. Знати сутність (принцип) методу, який лежить в основі роботи, що виконується.
3. Суворо дотримуватися правил техніки безпеки.
4. Проявити максимум самостійності при виконанні роботи.
5. Оформити отримані результати (малюнки, таблиці, розрахунки, висновки) та здати протокол на підпис викладачу.

Правила роботи в лабораторії фізіології та біохімії рослин

З метою виключення випадків травматизму під час роботи у лабораторії фізіології та біохімії рослин необхідно виконувати такі вимоги:

1. До початку дослідів добре ознайомитися з властивостями речовин, з якими доведеться працювати, і необхідними умовами для безпечного проведення експерименту з врахуванням можливих побічних реакцій.
2. Не залишайте речовини у посуді без етикеток. Не проводити досліди у брудному посуді. Посуд мити одразу ж після досліду.
3. Для запобігання розбризкування під час розбавлення концентрованих кислот треба вливати кислоту у воду, а не навпаки. При цьому необхідно користуватися тільки тонкостінним хімічним або фарфоровим посудом.
4. При попаданні кислот або лугів на поверхню шкіри необхідно негайно змити їх сильним струменем води.
5. Їдкі луги в сильних концентраціях дають опіки усіх ступенів, тому при роботі з означеними розчинами необхідно прийняти засоби проти їх розбризкування, користуватися посудом, захисним спецодягом та захисними окулярами.
6. Категорично забороняється наповнювати піпетки концентрованими кислотами та лугами шляхом всисання ротом. Необхідно користуватися сифонами або піпетками з грушею.
7. Не зливати у відлив рештки кислот, лугів та інших реактивів, отриманих у результаті досліду. Зливати їх тільки у призначений для цього посуд, де їх треба нейтралізувати.
8. Легкозаймисті рідини (петролейний ефір, бензин, бензол, ацетон та інші) необхідно тримати у невеликих кількостях далеко від вогню, не зливати у відлив, не підігрівати на відкритому вогні (тільки на водяній бані).
9. Пробірку, в якій підігрівається рідина, тримати отвором у бік, а не до себе і не до працюючого поряд, бо рідина, внаслідок нагрівання, часто вибризкується з пробірки.
10. Працювати тільки на заземлених приладах, у послідовності, що вказана в інструкції до приладу або у цьому посібнику.
11. Помітивши несправність приладу або дефекти лабораторного посуду, негайно припинити роботу та повідомити викладача.
12. Після закінчення роботи у лабораторії треба прибрати робоче місце, ретельно вимити руки з милом, перевірити чи вимкнуті нагрівальні та освітлювальні прилади, чи закриті водопровідні крани.

Змістовий модуль 1.

ФІЗІОЛОГІЯ РОСЛИННОЇ КЛІТИНИ ТА ВОДООБМІНУ РОСЛИН

Усі організми на Землі складаються із клітин. Кожна з них характеризується такими властивостями живого, як здатністю до самовідтворення та руху, метаболізмом, подразливістю, ростом, мінливістю і адаптацію до умов навколишнього середовища. Для рослинних клітин характерна велика різноманітність за функціями та формою. Загальним для усіх клітин є наявність мембран: зовнішньої та внутрішніх, основна властивість яких – напівпроникність свідчить про клітину як про цілісну життєздатну систему. Спостереження за зміною фізико-хімічних показників в протоплазмі дозволяє судити про ступінь активності цієї системи. Рослинні клітини мають складну специфічну організацію, яка забезпечує їм здатність до прояви функціональних особистостей.

Основні фізіологічні функції структурних компонентів рослинної клітини

Структурні компоненти клітини		Основні фізіологічні функції
Оболонка клітини		Забезпечення міцності, захист, опорна функція
Протопласт	Плазмалема	Контроль за транспортом речовин, синтез фібрил целюлози, захист, рецепція
	Ядро з ядерцями	Збереження і передача генетичної інформації
	Мітохондрії	Киснєве дихання
	Хлоропласти	Фотосинтез
	Апарат Гольджі	Синтез вуглеводів, які утворюють клітинну оболонку, секреція
	Ендоплазматична сітка	Синтез і транспорт речовин, утворення одномембранних органодів
	Лізосоми	Гідролітичні реакції
	Сферосоми	Накопичення і збереження жиру
	Пероксисоми, гліоксисоми	Фотодихання, гліоксилатний цикл
	Вакуоль	Осморегуляція, накопичення речовин, гідроліз речовин, забарвлення
	Мікротрубочки	Орієнтація мікрофібрил целюлози, цитоскелет, внутрішньоклітинний рух, веретено поділу
	Мікрофіламенти	Цитоскелет, внутрішньоклітинний рух, цитози
Рибосоми	Синтез білку	
Гіалоплазма	Гліколіз, синтез органічних речовин	

Вода складає більшу частину маси живих організмів: в середньому від 70 до 90 % сирової маси. Вміст води в тканинах рослин варіює залежно від типу клітин, віку і фізіологічних умов. Максимальна кількість води характерна для водоростей, соковитих листків і плодів – 94-98 %; в листках деревних і кущових порід – 79-82 %; в стеблах дерев – 40-55 %. Мінімальна кількість води в зернах злаків – 12-14 і насінні олійних культур – 6-9 %, в мохах і лишайниках – 5-7 %.

Роль води у житті рослин проявляється в усіх аспектах їх життєдіяльності. Вода є і середовищем, і безпосереднім учасником більшості біохімічних реакцій. Вода є компонентом структури цитоплазми. Нормальне забезпечення клітин водою необхідне для підтримки їх оболонки у напруженому стані, у стані тургору (тургорним тиском називають гідростатичний тиск вмісту клітини на оболонку). Завдяки тургесцентному стану підтримується форма органів рослин зі слабо розвиненою механічною тканиною та здійснюється їх розміщення у просторі. Зі зміною тургорного тиску пов'язані деякі рухи частин рослин. Завдяки тому, що вода є добрим розчинником, вона здатна переносити в рослинному організмі як мінеральні речовини, так і органічні сполуки. Поживні речовини поглинаються з ґрунту у розчиненому вигляді. Випаровування води (транспірація) є основним засобом терморегуляції у рослин, бо питома теплота випаровування води дуже велика.

Водообмін рослин складається з нерозривно пов'язаних процесів: поглинання води, її руху та розподілу, випаровування (транспірації) тощо. Ці процеси знаходяться між собою у рухомій рівновазі. Це забезпечує постійний рух води у системі ґрунт – атмосфера, і яке зумовлене вирівнюванням активності води та водного потенціалу в цій системі.

Лабораторна робота 1.

Вплив іонів калію і кальцію на в'язкість цитоплазми

Основними показниками фізико-хімічних властивостей цитоплазми є її гідрофільність, еластичність, здатність до руху та в'язкість. В'язкість, або внутрішнє тертя – це сила, яка необхідна для переміщення одного шару рідини відносно іншого. На відміну від в'язкості звичайних рідин, в'язкість цитоплазми зумовлена внутрішньою організацією всіх її складових частин, її макромолекул. Викликати зміщення шарів рідини цитоплазми можна лише доклавши деяку порогову мінімальну силу. Опір, який чинять лабільні елементи структурної цитоплазми руху частинок, прийнято називати структурною в'язкістю. Вона залежить як від зовнішніх факторів: температури, вологості, мінерального живлення, так і від фази онтогенезу. В'язкість є показником ступеню стійкості колоїдів цитоплазми.

Під впливом гіпертонічних розчинів деяких речовин – плазмолітиків відбувається плазмоліз. Плазмоліз – це відставання протопласту від клітинної стінки, викликане виходом води з клітини, яке супроводжується надходженням солей до клітини. Проникаючи в цитоплазму, іони викликають зміну її колоїдних властивостей, у першу чергу – в'язкості. При цьому іони калію та кальцію впливають на цитоплазму прямо протилежно. Іони калію збільшують гідратацію колоїдів цитоплазми – викликають її набрякання, яке виразно проявляється у вигляді опуклого плазмолізу на двох протилежних полюсах клітини – ковпачковий плазмоліз.

Протилежну дію викликають іони кальцію. Вони не викликають набрякання цитоплазми, а сприяють дегідратації колоїдів цитоплазми, підвищуючи тим самим її в'язкість. В гіпертонічному розчині солей кальцію проявляється угнута форма плазмолізу.

При проведенні спостережень не слід звертати увагу на поведінку периферійних клітин, бо властивості їх цитоплазми можуть змінюватися під впливом механічних подразників.

Мета заняття: порівняти в'язкість цитоплазми клітин, яка змінюється під впливом іонів K^+ та Ca^{2+} .

Обладнання і матеріали. Епідерміс соковитої луски синьої цибулі (*Allium cepa* L.), 1 М розчин KNO_3 та 0,7 М розчин $Ca(NO_3)_2$ в крапельницях (обидва розчини повинні бути виготовлені з хімічно чистих солей на дистильованій або, ще краще, на бідистильованій воді); лезо; пінцет; препарувальна голка; мікроскоп; предметні та покривні скельця; олівець для скла; смужки фільтрувального паперу.

Хід роботи:

1. На 2 предметних скла у краплину води помістити по 3 зрізи епідермісу верхньої луски цибулі. Замалювати клітини у стані тургору.
2. Замінити воду на одному склі розчином KNO_3 , на другому – розчином $Ca(NO_3)_2$.
3. Роздивитися зрізи епідермісу через 5, 15 та 30 хвилин. Замалювати клітини у стані плазмолізу та заповнити таблицю:

Час експозиції, хвилини	K^+	Ca^{2+}
5		
15		
30		

4. Зробити висновки про вплив іонів K^+ та Ca^{2+} на властивості колоїдів цитоплазми, відмітивши форму плазмолізу, швидкість його зростання, можливу зміну стану – деплазмоліз.

Питання для контролю

1. Охарактеризуйте рослинну клітину як елементарну структурно-функціональну одиницю багатоклітинного організму зеленої рослини.
2. Перелічте особливості будови рослинної клітини.
3. Які структурно-функціональні системи рослинної клітини вам відомі? Опишіть будову і функції.
4. Наведіть опис структури елементарної біомембрани та функцій біомембран.
5. Надайте загальну характеристику цитоплазми та опис її властивостей. Поясніть фізіолого-біохімічні механізми зміни в'язкості цитоплазми.
6. Охарактеризуйте структуру води та її властивості. Що таке вільна та зв'язана вода?
7. Чому відбувається плазмоліз в рослинних клітинах? Опишіть види плазмолізу.

Лабораторна робота 2. Визначення осмотичного тиску клітинного соку методом плазмолізу (за методом Г. де Фриза)

Рослинна клітина поглинає з навколишнього середовища воду та мінеральні солі. Іони можуть поглинатися активно, а вода надходить до клітини крізь плазмалему пасивно, згідно осмотичному градієнту. Надлишковий тиск, який необхідно прикласти до розчину, щоб протидіяти надходженню до нього розчинника крізь розділяючу їх напівпроникну мембрану, має назву осмотичний тиск (π^*). Величина π^* клітинного соку залежить від вмісту у ньому різноманітних органічних та мінеральних речовин: вона прямо пропорційна концентрації розчину (кількість розчиненої речовини в одиниці об'єму) та абсолютної температури. За величиною тиску розрізняють: ізотонічні розчини, які мають однаковий π^* ; гіпертонічні – з більш високим π^* , і гіпотонічні розчини – з більш низьким π^* . Враховуючи, що плазмоліз викликається тільки гіпертонічним розчином, легко визначити π^* , занурюючи зрізи дослідних тканин у розчини плазмолітиків (використовуються сахароза, NaCl та інші) відомої концентрації. Тому цей метод визначення π^* зветься плазмолітичним. Необхідно знайти розчин, в якому майже у половини клітин спостерігається початковий (кутовий) плазмоліз. Ізотонічна концентрація зовнішнього розчину, яка дорівнює концентрації клітинного соку, буде знаходитися між цим розчином та наступним (менше концентрованим), який не викликає плазмолізу. Тобто, концентрація ізотонічного розчину дорівнює середньому арифметичному між концентраціями вказаних розчинів.

Після встановлення концентрації ізотонічного розчину, треба визначити π^* за рівнянням Вант-Гоффа:

$$\pi^* = i C R T, \text{ де}$$

π^* – осмотичний тиск, атм (1 атм = 101,3 кПа; 1 атм = 1,013 бар);

C – концентрація ізотонічного розчину, моль/л;

R – універсальна газова стала (0,08207 л · атм / град · моль);

T – абсолютна температура ($273^\circ + t^\circ\text{C}$);

i – ізотонічний коефіцієнт, який показує відношення числа частинок (молекул та іонів) у розчині до вихідної кількості молекул розчиненої речовини:

$$i = 1 + \alpha (n-1), \text{ де}$$

α – ступінь дисоціації,

n – кількість іонів, на яку дисоціює молекула.

Ізотонічний коефіцієнт для неелектролітів = 1. Для розчинів електролітів величина i залежить від кількості іонів, на які розпадається молекула (n), та від ступеню дисоціації (α).

Значення i для розчинів NaCl:

Концентрація NaCl, М	1,0	0,8	0,7	0,6	0,5	0,4	0,3	0,2	0,1	0,01
i	1,62	1,64	1,66	1,68	1,70	1,73	1,75	1,78	1,83	1,93

Мета заняття: визначити концентрацію ізотонічного розчину та розрахувати осмотичний тиск у рослинної тканині.

Обладнання і матеріали. Епідерміс сокової луски синьої цибулі (*Allium cepa* L.) або листки традесканції (*Tradescantia virginiana* L.), 1 М розчин NaCl або сахарози; дистильована вода; піпетки на 10 та 5 мл; 7 пробірок у штативі; предметні та покривні скельця; пензель або скляна паличка; лезо; мікроскоп; смужки фільтрувального паперу; олівець для скла, термометр.

Хід роботи:

- З 1М розчину сахарози або NaCl приготувати в 7-ми пробірках розчини таких концентрацій: 0,7; 0,6; 0,5; 0,4; 0,3; 0,2 та 0,1 М. Для приготування 10 мл 0,7-молярного розчину беруть 7 мл 1 М розчину та 3 мл H_2O і так далі. Ретельно перемішати розчини.
- Приготувати 14 зрізів епідермісу цибулі (або 7 листків традесканції) та помістити їх у дистильовану воду на предметному склі.
- Витягти 2 зрізи з води, просушити їх фільтрувальним папером та помістити у розчин самої високої концентрації на предметному склі. Другі просушені зрізи через кожні 2 хвилини поміщати в інші розчини.
- Через 5 хвилин після того, як у розчин був занурений останній зріз (приблизно через 20 хвилин після початку досліду), роздивитися їх під мікроскопом у краплині відповідного розчину в тій же послідовності (пензель або скляну паличку після кожного розчину необхідно споліскувати водою та витирати серветкою або фільтрувальним папером).
- Знайти концентрацію, при якій починається плазмоліз. Замалювати клітини у стані плазмолізу та заповнити таблицю:

Концентрація плазмолітика, М	Експозиція		Малюнок клітини
	початок	закінчення	
0,7	12^{10}	12^{30}	
i далі	12^{12}	12^{32}	

6. Розрахувати ОТ за формулою Вант-Гоффа. Результати виразити в атм, барах та кПа.

Питання для контролю

1. Згадайте особливості біохімічного складу рослинної клітини.
2. Охарактеризуйте будову і функції первинної та вторинної клітинної оболонки.
3. Розкрийте поняття транспортної функції біомембран. Наведіть особливості будови та функції плазмалемі і тонопласту.
4. Що таке дифузія і осмос?
5. Охарактеризуйте осмотичний тиск як фізичну величину.

Лабораторна робота 3. Визначення сисної сили клітин за методом струменів (за методом В. С. Шардакова)

Надходження води у клітину відбувається на основі осмосу, проте лімітоване наявністю обмежено розтяжної клітинної стінки. Через це клітина вбирає воду з силою. Здатність клітини насити воду – сисна сила (S). Водний потенціал (Ψ) є однією з термодинамічних характеристик води. Сисна сила за абсолютним значенням дорівнює водному потенціалу, але протилежна йому за знаком:

$$S = - \Psi$$

Сисна сила визначається як різниці між осмотичним тиском (π^*) клітинного соку і протидією клітинної стінки, яка дорівнює тургорному тискові (P):

$$S = \pi^* - P$$

При зануренні рослинної тканини у розчин, S якого більше S клітин (гіпертонічний розчин), він буде відсисати воду з клітин, і концентрація зовнішнього розчину зменшується. Якщо ж S клітин буде більше S розчину (гіпотонічний розчин), то клітини всисають воду із зовнішнього розчину, який стає більш концентрованим. В умовах рівності S клітин та розчину, концентрація останнього не змінюється.

Зміна концентрації визначається за зміною питомої ваги розчину. Для цього розчин, в якому знаходилися клітини (попередньо розчин забарвлюють), вноситься у пробірку з розчином вихідної концентрації. Якщо струмінь їде наниз, це свідчить про збільшення концентрації розчину. Рух струменів вгору показує, що концентрація розчину зменшилась. Якщо ж струмінь залишається на місці, то питома вага розчину не змінилась, а звідси S клітин дорівнюється S розчину.

При таких умовах: $P = 0$; $S = \pi^*$

Після встановлення концентрації ізотонічного розчину отримані дані можна застосувати для вирішення рівняння Вант-Гоффа.

Мета заняття: визначити концентрацію ізотонічного розчину та розрахувати осмотичну силу клітин рослинної тканини.

Обладнання і матеріали. Бульби картоплі; коренеплоди буряку і моркви, 1 М розчин NaCl або сахарози; дистильована вода; спиртовий розчин (концентрований) або кристалічна метиленова синь; коркове свердло діаметром 7-8 мм; дворядний штатив з пробірками: в першому ряду звичайні пробірки (7 штук), а в другому – маленькі пробірки об'ємом 3-4 мл (7 штук); лезо; препарувальна голка; скляна паличка або пензель; піпетки на 5, 10 мл та капілярна піпетка на 0,1 мл; олівець по склу; смужки фільтрувального паперу; лінійка або смужки міліметрового паперу 1×10 см; фарфорова чашка для промивання зрізів буряка, термометр.

Хід роботи:

1. Ретельно підготувати 14 пробірок та розмістити їх в 2 ряди в штативах.
2. В 7 пробірках приготувати по 10 мл розчину сахарози (або NaCl) таких концентрацій: 0,7; 0,6; 0,5; 0,4; 0,3; 0,2; 0,1 М (як приготувати розчини дивись в попередній роботі). Розчини ретельно перемішати.
3. Відібрати з 7 пробірок першого ряду по 3 мл відповідних розчинів і перенести в пробірки другого ряду.
4. Вирізати з допомогою коркового свердла 21 диск товщиною 3 мм та помістити по 3 диска в кожен пробірку другого ряду з інтервалом 2 хвилини.
5. Витримати диски в розчинах 20-30 хвилин, час від часу струшуючи пробірки та слідкуючи за тим, щоб диски були весь час занурені в розчини.

6. Витягнути диски та підфарбувати розчини другого ряду внесенням в кожну пробірку на кінчику препарувальної голки по кристалику або 1-2 краплини розчину метиленової сині.
7. Перемішуючи вміст пробірок другого ряду, набрати капілярною піпеткою забарвлену рідину, витерти кінчик капіляру фільтрувальним папером та повільно випустити струмінь у відповідну пробірку першого ряду на глибині 2-3 см від поверхні.
8. Прослідкувати за напрямом руху струменя забарвленої рідини. Результати занести в таблицю:

Концентрація сахарози, М	0,7	0,6	0,5 і далі
Напрямок руху струменя	↑		
Співвідношення між S клітини та S розчину	S розчину > S клітини		

9. Знайти розчин, концентрація якого після перебування в ньому рослинної клітини не змінилась, і визначити ОТ цього розчину та рівню йому сисну силу в атм (кПа) за рівнянням Вант-Гоффа.

Питання для контролю

1. Наведіть основні закономірності поглинання води клітиною.
2. Охарактеризуйте рослинну клітину як осмотичну систему.
3. Надайте визначення та формули основних термодинамічних показників водного режиму рослин: активність води, хімічний та водний потенціал.
4. Що таке сисна сила? Надайте формули й графік її співвідношення з осмотичним та тургорним тиском.
5. Охарактеризуйте поняття «градієнт водного потенціалу». Перелічте та охарактеризуйте складові водного потенціалу рослинної клітини.

Лабораторна робота 4.

Вплив зовнішніх умов на процес гутації

Коренева система рослин не тільки всисає воду з ґрунту, але й активно нагнічує її у стебло з певною силою, яка називається кореневим тиском. В основі кореневого тиску лежить явище осмосу. Концентрація пасоки значно вища, ніж середовища, саме це і спрямовує неперервний транспорт води в клітини кореня. Нагнічена вода створює осмотичний тиск, який примушує воду з розчиненими речовинами підніматися вгору до надземних органів. Створюється гідродинамічний натяг в судинах, які поєднують кореневу систему через стебло з листком. Чим він більше, тим інтенсивніше транспірують рослин і навпаки.

Переважає величини нагнітання води над її випаровуванням надземними органами, яка спостерігається при 100% вологості повітря, викликає гутацію – виділення крапель води на кінчиках листків скрізь водневі пори – гідатоде. Процес гутації є мірою нагнітаючої роботи коренів, про яку можна судити, підраховуючи швидкість утворення крапель води. Гутація, як і кореневий тиск, залежить від умов, що впливають на цей показник. Тому, змінюючи температурні і осмотичні (шляхом поливу розчином солі або сахарози) умови для роботи кореневої системи, можна спостерігати за зміною процесу гутації.

Мета заняття: вивчити вплив зовнішніх факторів (температури ґрунту, вологості повітря, засолювання ґрунту) на процес гутації.

Обладнання і матеріали. Семиденні паростки пшениці, скляні ковпаки; гаряча вода; лід; хлороформ; фільтрувальний папір; 10%-ний розчин NaCl; термометр.

Хід роботи:

1. Взяти горшечки з паростками, политими теплою водою за 1 годину до початку досліду, накрити скляними ковпаками. Витримати 30 хвилин та підрахувати кількість крапель, що виділилися на кінчиках листків. Для більшої точності після появи крапель зняти їх через отвір на верхівку ковпака спеціальним приладом, який являє собою паличку зі смужками фільтрувального паперу на кінцівці.
2. Розмістити горшечки з паростками у різних умовах: перший помістити в кристалізатор з гарячою (40 °C) водою; другий – в кристалізатор, заповнений льодом; третій полити розчином NaCl так, щоб сіль не попала на рослини; на скляну чашку Петрі біля

четвертого горшечка покласти вату, змочену хлороформом. П'ятий горшечок залишити контрольним, залишивши його під ковпаком.

3. Накрити ємності скляними ковпаками, витримати 10-15 хвилин і на протязі 30 хвилин підрахувати кількість крапель, що виділилися з кінчиків листків.
4. Отримані дані занести у таблицю:

Умови дослідю	Кількість крапель за 30 хвилин		% до контролю
	Перед дослідю	У кінці дослідю	
Контроль			
Гаряча вода			
Лід			
NaCl			
Хлороформ			

5. Зробити висновки про вплив різноманітних факторів на процес гутації.

Питання для контролю

1. Розкрийте роль градієнту водного потенціалу як рушійної сили надходження та пересування води у клітинах, тканинах та у рослині повністю.
2. Що таке верхній та нижній кінцевий двигуни водного току?
3. Розкрийте механізм роботи нижнього кінцевого двигуна.
4. Опишіть явище гутації, наведіть приклади гутації. Що таке плач рослин? Наведіть приклади.
5. Проаналізуйте вплив факторів навколишнього середовища на роботу нижнього кінцевого двигуна.

Лабораторна робота 5.

Вплив зовнішніх умов на стан продихів за методом інфільтрації (за методом Моліша)

Міжклітинники листків завжди заповнені повітрям, завдяки чому при просвічуванні листок здається матовим. Якщо проходить інфільтрація, тобто заповнення міжклітинників якою-небудь рідиною, то відповідні ділянки листка стають прозорими.

Визначення стану продихів за методом інфільтрації ґрунтується на здатності рідин, які змочують клітинні стінки, проникати внаслідок капілярності крізь відкриті продихові щілини в міжклітинники і витіснити з них повітря. В цьому можна переконаватися спостерігаючи при просвічуванні появлення на листках прозорих плям. Рідина проникає в продихові щілини залежно від ступеню їх відкритості.

Якщо продихи розкриті широко, спирт проникає крізь продихові щілини, і при просвічуванні листка на ньому спостерігаються прозорі плями, завдяки заповненню міжклітинників спиртом.

Якщо продихи розкриті слабкіше, то краплина спирту не проходить в міжклітинники. Вона залишається на поверхні листка і випаровується, не залишаючи і сліду. Пляма з'являється лише там, де наносили краплину бензолу, який легше проходить крізь вузькі отвори, чим спирт.

Якщо продихи ледь відкриті, і бензол не проходить, нанести краплину ксилолу, який проходить крізь більш вузькі щілини. Таким чином, застосовуючи послідовно три розчинника, можна мати уяву про відносну ступінь відкритості продихової щілини.

Метод дуже простий у виконанні і придатний навіть в польових умовах.

Мета заняття: спостерігати стан продихів при різних умовах вирощування рослин.

Обладнання і матеріали. Свіже листя, ізольоване або не відділене від рослин (пеларгонії, гібіскуса та інші), які вирощували в різних умовах догляду, бензол; ксилол; етанол (петролейний ефір); фільтрувальний папір; піпетки.

Хід роботи:

1. На нижню сторону листків різних видів рослин, які вирощували в різних умовах освітлювання і поливу, нанести піпеткою краплі органічних розчинників окремо: спирту, бензолу, ксилолу (можна

ще взяти петролейний ефір, який проходить крізь найбільш затулені продихові щілини, а бензол не застосовувати в зв'язку з його високою отруйністю). Листок необхідно тримати у горизонтальному положенні до повного зникнення крапель розчинників на поверхні.

2. Роздивитися листок при просвічуванні.
3. Застосовуючи метод інфільтрації, можна спостерігати продихові рухи у листків рослин, які вирощували в різних умовах поливу і освітлювання: рослини, які не поливали декілька днів і вони зів'ялі (гарно освітлювані, слабо освітлювані); рослини, які поливали достатньо (гарно освітлювані, слабо освітлювані); рослини, які щойно перенесені з темряви на світло і які перенесені за 2-3 години до початку досліду.
4. Отримані дані занести у таблицю (проникнення відмічати знаком "+", а відсутність проникнення знаком "-").

Об'єкт	Умови досліду	Ступінь відкритості продихів		
		Широко	Середнє	Слабко
Листок пеларгонії	Освітлювання, полив			
	Освітлювання, без поливу			
	З темряви і далі			

5. Зробити висновки про вплив умов вирощування рослин на стан продихів.

Питання для контролю

1. Опишіть будову продихів та функції продихового апарату, його механізм роботи.
2. В чому полягає принцип роботи верхнього кінцевого двигуна?
3. Надайте характеристику видів транспірації (продихової, кутикулярної, лентиккулярної).
4. Розкрийте механізми ендогенної регуляції роботи продихового апарату
5. Проаналізуйте дію чинників середовища на роботу продихового апарату.

Лабораторна робота 6.

Визначення інтенсивності транспірації ваговим методом та відносної транспірації

Фізіологічний процес випаровування води надземними частинами рослин називається транспірацією. За відміну від фізичного процесу випаровування, транспірація є процесом, який регулюється рослиною, вона залежить від анатомо-морфологічної будови листка і фізіологічного стану рослини, від зовнішніх умов тощо.

Інтенсивність транспірації (ІТ) – це кількість води, яка випаровується з одиниці листової поверхні в одиницю часу. ІТ у рослин при освітлюванні вище, ніж у тіні (відповідно 0,83-0,98 і 0,36-0,48 г/дм² · годину). Вона залежить від зовнішніх умов: температури, вологості повітря, вітру і інших.

Відносна транспірація (ВТ) – це відношення ІТ до інтенсивності евапорації (випаровування з вільної водної поверхні) за тих самих умов. Хоча сумарна площа продихових отворів не перевищує 1-2 % поверхні листка, ВТ становить 20-50 % ІТ внаслідок закономірності випаровування з малих поверхонь. Зменшення ВТ під час зміни зовнішніх умов може бути показником здатності рослин регулювати транспірацію.

Транспірація визначається за втратою ваги рослиною. Ваговий метод можна застосовувати для визначення впливу зовнішніх факторів (температури, вологості, вітру та інших) на інтенсивність транспірації.

Мета заняття: порівняти ІТ листя за різними умовами та підрахувати ВТ.

Обладнання і матеріали. Свіжий листок з черешком, ізольований від рослини (пеларгонії, гібіскуса та інші) і утриманий в воді, рослинна олія; прилад Веска; терези з важками; гарячий і холодний фен; волога камера; папір для визначення площі листка; ножиці; чашка Петрі.

Хід роботи:

1. Зібрати прилад Веска, який складається з U – подібної зігнутої скляної трубки. Наповнити відстояною водою так, щоб рівень води у трубці не доходив до верхнього краю 1,5-2 см. Зрізаний край листка опускається черешком у воду. В обидва коліна трубки необхідно додати 2-3 краплі олії для виключення можливого випаровування з вільної поверхні.
2. Прилад підвісити до коромисла терезів і швидко зважити (з точністю до 0,01 г).

- Помістити прилади у різноманітні умови (підвищена температура, кімнатна температура, волога камера та інші). Після 30-40 хвилин експозиції ще раз зважити. Різниця у вазі показує кількість випареної води.
- Визначити площу листка ваговим методом: зробити з паперу квадрат (площею 100 см²), зважити його; обвести контур листка на папері, вирізати його ножицями та зважити; скласти пропорцію.

$$S = \frac{cv}{a}, \text{ де}$$

- а – вага квадрату з паперу, мг;
 в – вага фігури листка з паперу, мг;
 с – площа квадрату, см²;
 S – площа листка, см².

- Розрахувати ІТ за формулою:

$$IT = \frac{\Delta P \cdot 60 \cdot 10000}{S \cdot t} \text{ г/м}^2 \cdot \text{годину, де}$$

- $\Delta P = P_1 - P_2$ – кількість води, яка випарувалася, г;
 S – площа листка, см²;
 t – час досліду, хвилини;
 60 – коефіцієнт переведу хвилин у години;
 10000 – коефіцієнт переведу см² в м².

- Результати занести у таблицю:

Умови досліду	Час, хвилин	S, см ²	Вага, г			ІТ, г/ м ² годину	% від контролю
			P ₁	P ₂	ΔP		
Кімнатна t° – контроль							100
Гарячий вітер							
Холодний вітер							
Волога камера							

- Порівняти ІТ листя за різними умовами. Записати висновки:
- Визначити відносну транспірацію (ВТ). Для цього зважити чашку Петрі з водою кімнатної температури, а потім, через певний час (30-60 хвилин), зробити повторне зважування. Визначити випаровування з вільної поверхні (Е):

$$E = \frac{\Delta P \cdot 60 \cdot 10000}{S \cdot t} \text{ г/м}^2 \cdot \text{годину, де}$$

$\Delta P = P_1 - P_2$ – кількість води, яка випарувалася, г;

S – площа поверхні води в чашці Петрі, см²;

t – час досліду, хвилини;

60 – коефіцієнт переведу хвилин у години;

10000 – коефіцієнт переведу см² в м².

$$BT = IT/E$$

Примітка: IT при кімнатній температурі.

9. Зробити висновки про відносну транспірацію:

Питання для контролю

1. Поясніть роль градієнту водного потенціалу як рушійної сили транспорту води в рослині.
2. Пригадайте механізм роботи верхнього кінцевого двигуна водного току.
3. Яку роль відіграють адгезія і когезія під час руху води у судинах?
4. Охарактеризуйте фізіологічну роль транспірації.

Лабораторна робота 7.

Визначення інтенсивності транспірації хлоркобальтовим методом (за методом Шталя)

Метод дозволяє провести порівняльне визначення наявності транспірації з верхньої та нижньої сторін листка за допомогою хлоркобальтового паперу. Метод ґрунтується на здатності цього паперу змінювати колір із темно-синього до рожевого. Для отримання дослідного паперу беруть фільтрувальний папір і просочують його 5 %-ним розчином хлориду кобальту. Ця сіль у безводному стані CoCl_2 має синє забарвлення, а у гідратованому $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ – рожеве. Тому при поглинанні парів води, яка випаровується з поверхні листка, папір змінює колір. За швидкістю зміни забарвлення можна судити про інтенсивність транспірації: поява рожевого кольору настає скоріше там, де інтенсивність транспірації вище. Для визначення більшого контрасту між продиховою та кутикулярною транспірацією слід брати для досліду листки, які мають прорихи лише з нижньої сторони (гіпостоматні).

Метод простий у виконанні і дозволяє спостерігати транспірацію у природній обстановці. Крім того, він дозволяє спостерігати транспірацію окремих частин рослини, різних листків, не відділених від рослини, верхньої і нижньої сторін листка тощо, без якого-небудь пошкодження. Однак його застосування обмежено тільки порівняльними дослідями, бо він не дозволяє визначити абсолютні величини ІТ. Існують кількісні модифікації цього методу, які засновані на зважуванні хлоркобальтового папірця до початку досліду і після певної експозиції, хоч вони не відрізняються точністю.

Мета заняття: порівняти транспірацію з верхньої та нижньої поверхні листка у різних об'єктах. Визначити ІТ.

Обладнання і матеріали. Свіже листя гібіскуса, цикламену, бегонії або липи, бузку, яблуні, терези з важками; хлоркобальтовий папір або 5%-ний розчин хлориду кобальту і смужки фільтрувального паперу; фен; пінцети; скляні пластинки; нитки; секундомір.

Хід роботи:

1. До початку роботи приготувати хлоркобальтовий папір: а) смужки фільтрувального паперу рівномірно змочити у 5%-ному розчині хлориду кобальту, висушити у повітрі та у струмені теплого повітря фену до синього кольору; б) сухі смужки зберігати у банці з притертим корком, на дно якої покласти трохи CaCl_2 .

2. Роботу почати з просушування хлоркобальтового паперу, який витягують з банки за допомогою пінцету. Зважити на терезах (з точністю до 0,01 г).
3. Здвох сторін листка прикласти смужку хлоркобальтового паперу. Листок підібрати такого розміру, щоб він максимально відповідав розміру паперу. Щоб уникнути дію атмосферної вологи, листок з прикладеним до нього папером затиснути між двома скляними пластинкам, які перев'язують ниткою. Скляні пластинки мають бути трошки більше за розміром листка і паперу. За допомогою секундоміру відмітити час початку появи рожевого забарвлення паперу (у хвиликах); зазначити, з якої сторони рожеве забарвлення з'явилося раніше. Закінчити дослід після того, як на блакитному фоні з'являється контур листка.
4. Взяти папір пінцетом та зважити. Маса паперу збільшується за рахунок поглинання води. Вимірити площу паперу.
5. Дані занести до таблиці:

Об'єкт досліджу	Площа паперу, см ²	Час експозиції, хвилини	Вага паперу, мг			ІТ, мг/см ² · хвилина
			Початкова m ₁	Кінцева m ₂	Різниця Δ m	
Гібіскус						
Пеларгонія						

6. Визначити ІТ мг/см² · хв.

$$IT = \frac{\Delta m}{S \cdot t}, \text{ де}$$

Δ m – зміна ваги, мг;

S – площа паперу, см²;

t – час експозиції, хвилини.

7. Зробити висновки.

Питання для контролю

1. Що таке інтенсивність та продуктивність транспірації, транспіраційний коефіцієнт? Надайте виначення та формулу, сферу використання показника.
2. Опишіть механізми регуляції траспірації.
3. Проаналізуйте вплив зовнішніх умов на інтенсивність транспірації.
4. Опишіть і поясніть добовий хід транспірації.
5. Які ви знаєте антитранспіранти? Наведіть приклади, поясніть механізм дії.

Змістовий модуль 2. ФІЗІОЛОГІЯ ДИХАННЯ РОСЛИН

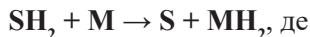
Дихання є однією з важливих ланок метаболізму речовин та перетворення енергії у живих організмах. Дихання являє собою сукупність багатоланкових окисно-відновних процесів, у ході яких складні та відносно інертні органічні сполуки перетворюються у більш прості та лабільні метаболіти, які є будівним матеріалом у різноманітних синтезах. Окиснення складних речовин супроводжується визволенням енергії, яка накопичується в хімічних зв'язках речовин–макроергів. У процесі дихання формуються як матеріальна, так і енергетична бази клітини, які необхідні для забезпечення життєвих функцій організму.

На завершальному етапі багатоланкового шляху дихання – у дихальному ланцюгу електрони та водень дихального субстрату зв'язуються з кінцевим акцептором – киснем. Окисні етапи цього шляху каталізуються окисно-відновними ферментами. Таким чином, сутність аеробного дихання полягає у поглинанні кисню, яке каталізується ензиматичними системами.

Лабораторна робота 8. Визначення активності дегідрогеназ у рослинних тканинах

Усі етапи шляхів дихання каталізуються ферментами. Ферменти, які безпосередньо каталізують окисно–відновні перетворення дихального субстрату і виконують роль переносників електронів і водню, відносяться до класу оксидоредуктаз. Ці ферменти можна розділити на групи: дегідрогенази (ферменти, які активують водень), оксидази і оксигенази (ферменти, які активують кисень).

Дегідрогенази – ферменти, які каталізують перенос водню від окиснюваного субстрату до акцептору, що має більш високий окисно–відновний потенціал. Дегідрогенази бувають аеробні і анаеробні; перші переносять водень і електрони на молекулярний кисень, другі – на який–небудь проміжний переносник. Для визначення активності дегідрогеназ можна використовувати як акцептор водню метиленову синь, яка при відновленні переходить до безбарвної лейкоформи:



SH_2 – субстрат;

S – окиснений субстрат;

M – метиленова синь;

MH_2 – відновлена фарба.

При зіткненні з молекулярним киснем лейкоформа метиленової сині мимовільно окиснюється і знову набуває забарвлення. Тому дослід слід проводити в безкисневому середовищі.

Мета заняття: спостерігати знебарвлення рослинного матеріалу, що свідчить про роботу дегідрогеназ. Порівняти активність дегідрогеназ різного за субстратами дихання рослинного матеріалу.

Обладнання і матеріали. Набубнявіле насіння (або зернівки) кукурудзи, пшениці, гороху, соняшника, 0,87 %-ний K_2HPO_4 ; терези з важками; ступки з товкачиком; штатив з 3 пробірками; піпетки на 10 мл і 1 мл; кипляча водяна баня і водяна баня на $37^\circ C$; стакан з льодом; термометр; метиленова синь (0,05 г/л); рослинна олія, скляна паличка.

Хід роботи:

1. Очистити від шкірки набубнявіле насіння (де можливо). Зробити 3 наважки рослинного матеріалу по 4-5 г. Помістити у ступку, додати 0,87 %-ний розчин K_2HPO_4 для стійкої лужної реакції. Розтерти наважки до однорідної маси, яку перенести без втрат у три пробірки, промиваючи ступку та товкачик тим же розчином. Сумарна кількість розчину гідрофосфату калію стає 8 мл.
2. Помістити пробірки: першу – в стакан з льодом, другу – у водяну баню при $37^\circ C$, третю – у киплячу водяну баню. Через 15 хвилин додати по 1 мл розчину метиленової сині, швидко перемішати скляною паличкою і зверху налити тонкий шар олії, відмітити час.
3. Про вплив температури на активність дегідрогеназ судити за швидкістю знебарвлення метиленової сині, відмітивши початок і кінець.
4. Занести дані у таблицю:

Об'єкт	Лід		$37^\circ C$		$100^\circ C$	
	Початок	Кінець	Початок	Кінець	Початок	Кінець
Кукурудза						
Пшениця						
Горох						
Соняшник						

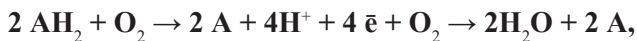
5. Зробити висновки про вплив об'єкту дослідження, які різняться за субстратами дихання, на швидкість знебарвлення метиленової сині.

Питання для контролю

1. Наведіть аналіз рівняння дихання. Розкрийте роль дихання для рослин.
2. Надайте загальну характеристику ферментів, які каталізують окисно-відновні перетворення дихального субстрату.
3. Надайте характеристику аеробних та анаеробних дегідрогеназ.
4. Опишіть шляхи регуляції активності ферментів в рослинних тканинах.

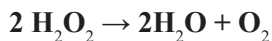
Лабораторна робота 9. Виявлення пероксидази в рослинному матеріалі

Дихання – складний багатоланковий комплекс окисно-відновних процесів, у результаті яких водень окиснюваного дихального субстрату відновлює кисень. Кисень при цьому відіграє роль акцептора протонів і електронів. Ферменти, які активують молекулярний кисень, називають оксидазами. Вони переносять електрони від окиснюваного дихального субстрату з утворенням H_2O або H_2O_2 . Вода утворюється при переносі 4 електронів:



К такій групі ферментів відносяться поліфенолоксидаза, яка окиснює поліфеноли киснем повітря з утворенням відповідних хінонів, і пероксидаза. Пероксидаза – фермент, який каталізує окиснення поліфенолів та деяких ароматичних амінів киснем пероксиду водню або органічних перекисів. Пероксидаза утворює з пероксидом водню комплексну сполуку, у результаті чого перекис активується та набуває здатність діяти як акцептор водню. Фізіологічне значення поліфенолоксидази та пероксидази полягає в окисненні поліфенолів, які є інгібіторами метаболізму.

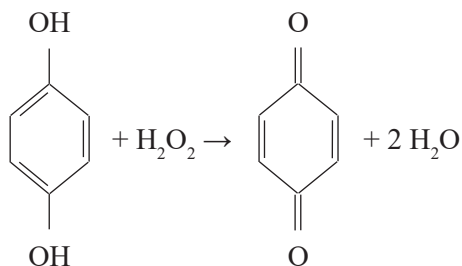
До класу оксидоредуктаз відноситься каталаза – фермент, який розщеплює токсичний для клітин пероксид водню до води і молекулярного кисню:



У глибинних тканинах масивних органів (бульбах, коренеплодах, соковитих плодах), куди доступ кисню повітря утруднений, каталаза

відіграє функцію постачальника молекулярного кисню. Присутність каталази виявляється за появою піни, що утворюється внаслідок виділення кисню.

Виявлення пероксидази базується на зміні забарвлення при окисненні поліфенолів у хінони:



Мета заняття: спостерігати зміну забарвлення гідрохінону під впливом картопляного соку.

Обладнання і матеріали. Бульба картоплі, пластмасова тертка; двохшарова марля; штатив з 4 пробірками; піпетки на 5 мл і 1 мл; кипляча водяна баня; 1%-ний розчин гідрохінону; 3%-ний розчин H_2O_2 .

Хід роботи:

1. Натерти на пластмасовій тертці почищену картоплю, отримати мезгу, віджати з неї сік через марлю, зібрати його у колбу або стакан.
2. У 4 пробірки внести реактиви:
 - В усі пробірки (за винятком третьої) – по 3 мл 1 %-ного розчину гідрохінону;
 - в першу пробірку додати 1 мл картопляного соку та 1 мл 3 %-ного розчину пероксиду водню;
 - в другу – 1 мл 3 %-ного розчину H_2O_2 (без картопляного соку);
 - в третю – 1 мл картопляного соку, попередньо прокип'яченого протягом 5 хвилин (у зв'язку з тим, що пероксидаза відрізняється високою жаростійкістю, слід кип'ятити рослинний матеріал довго), та 1 мл H_2O_2 ;
 - в четверту – 1 мл картопляного соку (без пероксиду водню).
3. При окисненні гідрохінону в хінон розчин поступово набуває бурого кольору. Спостерігається деяке побуріння самого картопляного соку без додавання H_2O_2 на межі розділу двох середовищ (розчину

і повітря). Це пов'язане з дією поліфенолоксидази, яка окиснює поліфеноли тканин картоплі з участю молекулярного кисню.

4. Відзначити забарвлення в пробірках, яке записати за схемою:

№ пробірки	Склад суміші у пробірці			Забарвлення
	Пероксидаза з соку картоплі, мл	H ₂ O ₂ , мл	Гідрохінон, мл	
1	1	1	3	
2	-	1	3	
3	1 (t°)	1	3	
4	1	-	3	

5. Пояснити результати досліду і зробити висновки.

Питання для контролю

- Надайте характеристику оксидаз.
- Розкрийте роль каталази, пероксидази, поліфенолоксидази в рослинних організмах.
- Охарактеризуйте шляхи окиснення органічних речовин у клітинах.
- Охарактеризуйте склад, будову, механізм роботи дихального ланцюгу переносу електронів.
- Які альтернативні шляхи термінальної стадії окиснення існують в рослинах? Яку роль вони виконують?

Лабораторна робота 10.

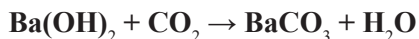
Визначення інтенсивності дихання за кількістю виділеного вуглекислого газу (за методом Бойсен-Йенсена)

Дихання – це ланцюг спряжених окисно-відновних реакцій, при проходженні яких відбувається окиснення органічних сполук і використання хімічної енергії, яку вони містять. Цей процес можна виразити сумарним рівнянням:



Інтенсивність дихання (ІД) визначають, вимірюючи кількість поглиненого кисню, або виділеного оксиду вуглецю, або окисненої органічної речовини. Найбільш зручним об'єктом для досліду є проросле насіння, у якого різко зростає поглинання кисню і виділення CO_2 .

Даний метод базується на врахуванні кількості вуглекислого газу, що виділяється при диханні, і який реагує з лугом:



Надлишок бариту, який не прореагував з CO_2 , відтитрують HCl :



Мета заняття: визначити ІД насіння, різного за субстратом дихання.

Обладнання і матеріали. Проросле насіння (або зернівки) соняшника, гороху, кукурудзи, пшениці, тонкостінна конічна колба на 1 л з плоским дном та пробкою з двома отворами; кусок марлі 10×10 см; піпетка Мора на 10 мл; бюретка на 50 мл; 0,1 н. розчин $Ba(OH)_2$, 0,1 н. розчин HCl ; розчин фенолфталеїну в крапельниці; ножиці; водяна баня на $37^\circ C$; терези та важки.

Хід роботи:

1. В конічну пусту (без насіння) колбу налити піпеткою Мора 10 мл 0,1 н. $Ba(OH)_2$ і закрити пробкою. Залишити колбу на 3-5 хвилин при $37^\circ C$, час від часу обережно її колихати, щоб руйнувати плівку $BaCO_3$, яка перешкоджає повному поглинанню CO_2 (контроль).
2. Через отвір у пробці додати 2-3 краплі фенолфталеїну до появи малинового забарвлення та відтитрувати барит 0,1 н. розчином HCl до рожевого забарвлення, яке зникає від однієї краплі кислоти. Промити колбу і пробку дистильованою водою.
3. В цю ж колбу через отвір у пробки внести 2-3 краплі фенолфталеїну і налити піпеткою Мора 10 мл 0,1 н. розчину $Ba(OH)_2$. До пробки

швидко приладнати марлевий мішечок з 10 г пророслого насіння та ретельно закрити колбу пробкою. Витримати 30-45 хвилин (дослід). Необхідно слідкувати за тим, щоб забарвлення залишалось яскраво-рожевим. Якщо розчин знебарвлюється, то це свідчить про повну витрату гідроксиду барію на зв'язування CO₂. В такому разі необхідно негайно прилити 5 мл розчину бариту і таку ж кількість – в контрольну колбу.

- Швидко витягнути з колби мішечок з насінням та відтитрувати барит аналогічно до контролю.
- Результати записати в таблицю:

Об'єкт	Наважка, г	Час, година	Витрата HCl, мл			ІД, мг CO ₂ /г · година
			V _к (а)	V _о (в)	ΔV	
Кукурудза						
Пшениця						
Горox						
Соняшник						

- Розрахувати ІД за формулою:

$$ІД = \frac{(a-b) \times K \times 2,2}{P \times t} \text{ мг CO}_2/\text{г ваги сухого насіння} \cdot \text{година, де}$$

a – кількість мл 0,1 н. розчину HCl, використаного на титрування контролю;

b – кількість мл 0,1 н. розчину HCl, використаного на титрування дослід;

K – поправка до титру 0,1 н. розчину HCl;

2,2 – кількість мг CO₂, що відповідає 1 мл 0,1 н, розчину HCl;

P – вага проби, г;

t – тривалість дослід, години.

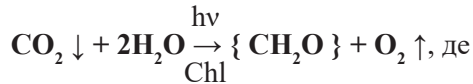
- Порівняти ІД насіння різних за субстратом дихання рослин.

Питання для контролю

- Охарактеризуйте дихання як центральну ланку обміну речовин в клітині.
- Наведіть визначення показнику «інтенсивність дихання» та методи її визначення.
- Опишіть вплив зовнішніх умов на інтенсивність дихання рослин.
- Що таке дихальний коефіцієнт та які ви знаєте методи його визначення?

Змістовий модуль 3. ФІЗІОЛОГІЯ ФОТОСИНТЕЗУ

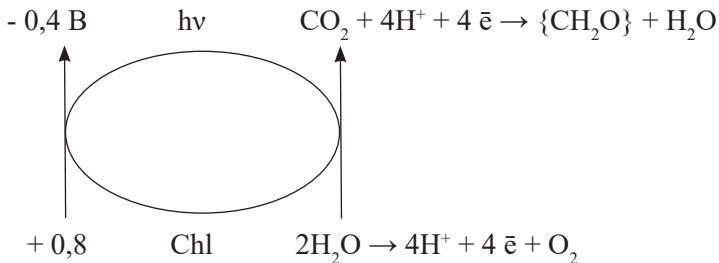
Процес фотосинтезу відіграє величезну роль в енергетиці біосфери і являє собою трансформацію світлової енергії в енергію хімічних зв'язків органічних (і неорганічних) речовин рослинних організмів. Енергія світла використовується, перш за все, для відновлення CO_2 до вуглеводів. Тому загальне рівняння фотосинтезу рослин таке:



$\{ \text{CH}_2\text{O} \}$ молекула вуглеводу.

В хімічному аспекті ця реакція синтезу складних органічних речовин з простих неорганічних (води та вуглекислоти) протікає за рахунок енергії світла (на відміну від інших біохімічних реакцій синтезу). З термодинамічної точки зору це реакція ендергонічна і йде з накопиченням енергії.

Фотосинтез зелених рослин становить ланцюг окисно-відновних реакцій, в яких 4 електрони переносяться проти термодинамічного потенціалу, переборюючи при цьому різницю потенціалів 1,2В, і приймають участь у відновленні вуглекислоти. Рушійна сила в цьому процесі – енергія світла, у трансформуванні якої беруть участь фотосинтезуючі пігменти: хлорофіли і каротиноїди – первинні фотоакцептори.



Крім реакції синтезу вуглеводів за допомогою світла відновлюються сульфати і нітрати, утворюється H_2 (у прокариот і деяких зелених одноклітинних водоростей), відбувається синтез складних органічних сполук, транспортуються речовини через мембрани проти градієнту концентрації, змінюється конформація складних білків та інші процеси,

тому правильно казати про фототрофну функцію рослин – поглинання, перетворення і використання світла в різних ендергонічних реакціях.

Поглинання енергії світла і перетворення її у форму відновленого агента НАДФ·Н і носія хімічної енергії АТФ відбувається у світлову фазу фотосинтезу. Подальші реакції фіксації CO_2 і синтезу органічних сполук з використанням продуктів світлової стадії відбуваються у темнову фазу. У вищих рослин фотосинтез проходить в спеціальних клітинних органелах листків – хлоропластах: світлові процеси пов'язані з їх внутрішніми мембранами – тилакоїдами, а в стромі містяться ферменти, що приймають участь у темнових перетвореннях діоксиду вуглецю. Таким чином, ультраструктура хлоропластів забезпечує просторове розділення окремих реакцій, а через те саме й ефективний хід фотосинтезу у цілому.

Характеристика організації і функціонування фотосинтетичного апарату і механізмів регуляції фотосинтезу включає як інтегральні показники (загальна інтенсивність фотосинтезу, накопичення біомаси, вміст пігментів, їх набір в листках та інші), так і показники активності окремих реакцій фотосинтезу (фотохімічна активність хлоропластів, активність фотофосфорилування, каталітична активність окремих ферментів та інші). Важливою умовою проведення дослідів є врахування фізіологічного стану рослин та умов їх вирощування. Велике значення фотосинтезу обумовлено тим, що уся сукупність життєвих прояв рослинного організму тісно пов'язано з ним. Тому пізнання механізмів фотосинтезу на усіх рівнях організації фотосинтетичних реакцій, починаючи з молекулярного і закінчуючи організовим та біогеоценотичним рівнями, є найважливішим завданням фізіології рослин.

Лабораторна робота 11. Властивості пігментів листа

Необхідними компонентами фотосинтезуючих систем є пігменти, які служать первинними фоторецепторами у процесі фотосинтезу. Пігменти – це сполуки, що вибірково поглинають світло у видимій частині спектру Сонця. При освітлюванні білим світлом їх забарвлення визначається тими променями, які вони відбивають або пропускають. Поглинання пігментами світлової енергії зумовлене наявністю в їх молекулах хромофорних груп. Хромофорні групи являють собою систему сполучених (кон'югованих) подвійних зв'язків, які включають велику кількість π -електронів, що легко збуджуються під впливом світла. Для переходу π -електронів у збуджений стан достатньо енергії квантів видимої частини світла. Усі пігменти фотосинтезуючих організмів підрозділяються на три групи: хлорофіли та фікобіліпротеїди – пігменти тетрапірольної природи, а також каротиноїди – похідні ізопрену. Фікобіліни – пігменти червоного та синього кольору. Зустрічаються у червоних та синьо-зелених водоростей і являють собою тетрапіроли з ланцюгом незамкненим в кільце, не містять фітолу і металу. Відокремлюють бактеріородопсин – пігмент галобактерії.

Хлорофіли – це магнійпорфірини і за хімічною природою являють собою складні ефіри дикарбонової хлорофілінової кислоти та двох спиртів: метанолу та фітолу.

Хлорофіл а: $C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$ – зеленого кольору з синюватим відтінком.

Хлорофіл в: $C_{55}H_{70}O_6N_4Mg$ – зеленого кольору з жовтуватим відтінком.

Каротиноїди:

Каротини – $C_{40}H_{56}$ – жовтогарячого кольору.

Ксантофіли – $C_{40}H_{55}O_n$ – золотисто-жовтого кольору ($n \geq 2$).

Мета заняття: отримати спиртову витяжку пігментів, провести їх розділення, реакції омилення хлорофілу, феофітинізації та відновлення металорганічного зв'язку.

Обладнання і матеріали. Свіже або висушене зелене листя, 96°-ний етиловий спирт; бензин або петролейний ефір; $CaCO_3$ або суха крейда; кварцовий пісок; ножиці; розчин 20 %-ного NaOH або таблетований NaOH; HCl концентрована; оцтовокислий цинк або купрум $(CH_3COO)_2Zn$ (Cu); дистильована вода; фарфорова ступка з товчачиком; колба Ерленмейера на 100 мл, штатив з 4 пробірками; ножиці; лійка; скляна паличка; водяна баня; паперові фільтри.

Хід роботи:

а) Виділення пігментів.

1. Свіже або висушене листя (без товстих жилок) подрібнити ножицями, помістити до ступки, додати на кінчику скальпеля CaCO_3 (для нейтралізації кислот клітинного соку), трохи кварцового піску (для руйнування клітинної стінки). Ретельно розтерти масу товкачиком з додаванням етилового спирту до отримання темно-зеленого розчину.
2. Отриману витяжку пігментів перенести на складчастий паперовий фільтр в колбу Ерленмейера за допомогою скляної палички, процідити через лійку декілька разів, омиваючи спиртом фарфорову ступку з товкачиком. Без втрат, розподілити між 4-ма пробірками (по 2-3 мл). Далі виконати досліди.

б) Розділення пігментів за методом Крауса.

1. Додати до спиртової витяжки 3-4 мл бензину або петролейного ефіру та 2-3 краплі води (щоб спирт не змішався з бензином).
2. Закрити пробірку великим пальцем, декілька разів сильно струсити та дати відстоятися в штативі. Якщо розподіл не відбудеться (обидва шари забарвлені у зелений колір), додати ще бензину і струсити. З часом у бензиновий шар перейде хлорофіл та каротин, а в нижньому (спиртовому) залишається ксантофіл.
3. Замалювати забарвлення шарів, вказати розміщення пігментів. Зробити висновок про різну розчинність пігментів, яка залежить від їх структурних особливостей.

в) Омилення хлорофілу лугом.

Оброблення хлорофілу лугом викликає омилення ефірних груп, тобто відщеплення метилового спирту та фітолу:

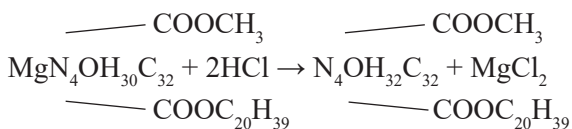


Сіль хлорофілінової кислоти, яка при цьому отримується, зберігає зелене забарвлення та оптичні властивості хлорофілу, але відрізняється більшою гідрофільністю у порівнянні з незмінним пігментом.

1. До 2-3 мл спиртової витяжки додати 4-5 крапель 20 %-ного розчину лугу (або 1 таблетку лугу) і струснути.
2. Помістити пробірку у киплячу водяну баню, як тільки розчин закипить, його слід охолодити, додати рівний об'єм бензину або петролейного ефіру та декілька крапель H_2O , струснути і дати відстоятися. У бензиновий шар перейде каротин, а в спиртовий розчин – дінатрієва сіль хлорофілінової кислоти та ксантофіл.
3. Замалювати положення шарів, вказавши розміщення пігментів після омилення хлорофілу лугом.

г) Отримання феофітину та відновлення металоорганічного зв'язку.

Хлорофіли являють собою магнійпорфірини. Атом магнію досить слабо утримується у порфіриновому ядрі і, при обережній дії сильних кислот, легко заміщається двома протонами, що призводить до утворення феофітину бурого кольору:



1. У дві пробірки зі спиртовими витяжками пігментів додати по 1-2 краплі концентрованої соляної кислоти. При струшуванні зелене забарвлення хлорофілу переходить у буре, що є характерним для феофітину.
2. Одну пробірку з феофітином залишити для контролю, а в другу внести декілька кристаликів оцтовокислого цинку $Zn(CH_3COO)_2$ (або купруму) та нагріти розчин на водяній бані до кипіння. При цьому бурий колір змінюється на зелений – формується хлорофілоподібне похідне з цинком.
3. Записати реакцію взаємодії феофітину з солями цинку (або купруму).
4. Зробити висновки про вплив структури пігментів на його спектральні властивості.

Питання для контролю

1. Надайте визначення фотосинтезу, проаналізуйте загальне рівняння фотосинтезу.
2. Опишіть будову листка як органу фотосинтеза.
3. Опишіть хлоропласти, їх будову та хімічний склад, структуру тилакоїдів.
4. Які існують фотосинтетичні пігменти?
5. Охарактеризуйте хімічну структуру і властивості хлорофілів.

Лабораторна робота 12.

Розділення пігментів методом хроматографії на папері

Принципи хроматографії вперше були розроблені російським фізіологом М.С. Цветом у 1903-1905 роках. Різні пігменти, у певному розчиннику, мають неоднакову розчинність і різну ступінь адсорбції на адсорбенті (папір, оксид алюмінію, крохмаль та інші). При переміщенні цього розчинника, пігменти рухаються разом з ним, але з різною швидкістю і розміщуються на адсорбенті у різній послідовності. Тому хроматографія на папері є одним з видів розподільної хроматографії. Чим більша розчинність пігменту у розчиннику і чим гірше він адсорбується на даному адсорбенті, тим швидше він рухається і тим даліше зона розміщення цього пігменту від лінії старту.

Мета заняття: отримати спиртову витяжку пігментів, провести їх розділення хроматографічним методом.

Обладнання і матеріали. Свіже або висушене зелене листя, 96°-ний етиловий спирт; суміш бензолу та петролейного ефіру 2:1; ацетон; CaCO_3 або суха крейда; кварцовий пісок; фарфорова ступка з товкачиком; штатив з пробірками; ножиці; лійка; скляна паличка; паперові фільтри; хроматографічний папір 5×15 см; мікропіпетки (капіляри); фен; хроматографічна посудина (камера); чорний ковпак.

Хід роботи:

1. Подрібнити ножицями 2-3 г свіжого листя, додати трохи CaCO_3 , кварцового піску та ретельно розтерти з 3-5 мл спирту.
2. Розтертумасупосклянійпаличціперенестинаскладчастийпаперовий фільтр та профільтрувати в пробірку. Отриманий концентрований

розчин (екстракт), який містить суму зелених та жовтих пігментів, використовують для нанесення на хроматографічний папір.

3. На смужку хроматографічного паперу нанести на відстані 1-1,5 см від нижнього краю (стартова лінія) тонким капіляром екстракт пігментів. Процедуру повторити 5-6 разів, кожного разу підсушуючи папір феном.
4. Після підсушування смужки паперу з пігментами занурити на декілька секунд в чистий ацетон та домогтися сконцентрованості та підйому пігментів на 1-1,5 см.
5. Висушити смужку паперу, помістити її вертикально у хроматографічну посудину, на дно якої, шаром у 1 см, налита суміш петролейного ефіру і бензолу у співвідношенні 1:2. Закрити стакан ковпаком, зафіксувавши при цьому смужку хроматографічного паперу. Поставити у темне місце або під чорний ковпак.
6. Через 15-20 хвилин завдяки висхідному потоку фронт розчинників піднімається на папері на 10-12 см. Відмітити відстань, яку він пройшов – це межа розчинника. Підсушити смужку паперу.
7. Відмітити розподіл пігментів (знизу вгору): хлорофіл в, хлорофіл а, віолаксантин, лютеїн, каротин (часто піднімається з фронтом розчинників). Замалювати розміщення пігментів на хроматографічному папері.
8. Для кожного пігменту розраховують коефіцієнт рухомості Rf:

$$Rf = \frac{\text{відстань, яку пройшов пігмент}}{\text{відстань, яку пройшов розчинник}}$$

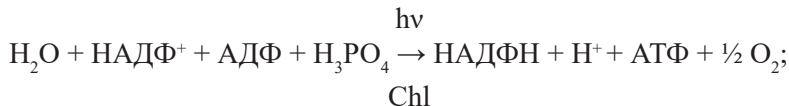
9. Зробити висновки про причину розділення пігментів на папері.

Питання для контролю

1. Охарактеризуйте основні етапи біосинтезу хлорофілу.
2. Охарактеризуйте хімічну структуру та функції біліхромопротеїдів.
3. Які спектри поглинання мають різні пігменти? Що таке явище хроматичної адаптації?
4. Охарактеризуйте каротиноїди, їх класифікацію, хімічну структуру, спектральні властивості та функції.
5. Як функціонує бактеріородопсин?

Лабораторна робота 13. Дія хлорофілу на реакцію переносу водню

Хлорофіл у хлоропластах відіграє роль фотосенсибілізатору окисно-відновних реакцій переносу електронів від донора до акцептора. Кінцевим результатом фотоокиснення води є виділення молекулярного кисню, утворення АТФ та відновленого продукту НАДФН+Н⁺. Спрощено фотоліз води можна представити таким чином:



Аналіз приведеного рівняння показує, що збуджений світлом хлорофіл сприяє переносу електронів і водню до НАДФ. Схожу дію хлорофілу можна спостерігати і в модельних системах, які містять витяжку пігментів зеленого листка. У такому випадку донором водню і електронів служить аскорбінова кислота, що перетворюється у дегідроаскорбінову кислоту. Акцептором водню є метиловий червоний, який приєднує водень і відновлюється у незабарвлену лейкосполуку. Щоб удосконалитися в тому, що відновлення метилового червоного являє собою фотосенсибілізовану хлорофілом реакцію, проводять контрольні досліди з виключенням світла, аскорбінової кислоти або хлорофілу. Дана робота відтворює дослід, який відомий як реакція Красновського.

Мета заняття: отримати спиртову витяжку пігментів, провести модельний дослід по визначенню впливу умов на реакцію переносу водню.

Обладнання і матеріали. Свіже або висушене зелене листя, 96°-ний етиловий спирт; СаСО₃ або суха крейда; кварцовий пісок; аскорбінова кислота (суха кристалічна); насичений спиртовий розчин метилового червоного в крапельниці; фарфорова ступка з товчачиком; ножиці; лійка; скляна паличка; паперові фільтри; темний папір; штатив з 4 пробірками; лампа (300 Вт).

Хід роботи:

1. Отримати спиртову витяжку пігментів з зеленого листя.
2. В перші три (з чотирьох) пробірки налити по 3 мл витяжки пігментів, в четверту – 3 мл етилового спирту.
3. В першу, другу та четверту пробірки внести по 50 мг кристалічної аскорбінової кислоти та струсити.

- В усі пробірки з витяжкою пігментів додати по 2-3 краплі спиртового розчину метилового червоного до того, поки зелене забарвлення не перейде в червоно-буре.
- У четвертій пробірці з чистим спиртом забарвлення довести з допомогою індикатора до яскраво-рожевого.
- Другу пробірку закрити чохлам з темного паперу.
- Усі пробірки помістити у штатив та освітити електролампю (300 Вт), розмістивши її на відстані приблизно 15 см від штативу.
- Результати досліду записати (через 15-20 хвилин освітлення) у таблицю:

Варіант	Склад суміші у пробірках				Умови досліду	Результати
	Витяжка хлорофілу, мл	Етиловий спирт, мл	Аскорбінова кислота, мг	Метилловий червоний		
1	3	0	50	Додається до червоно-бурого забарвлення	Світло	
2	3	0	50	Те саме	Темрява	
3	3	0	0	Те саме	Світло	
4	0	3	50	Додається до яскраво-рожевого забарвлення	Світло	

- Зробити висновки, де і чому йде або не йде реакція переносу водню.

Питання для контролю

- Що таке фотосинтетична одиниця, реакційний центр та фотосистеми?
- Як відбувається поглинання світла пігментами? Охарактеризуйте електронно-збуджений стан пігментів (синглетний, триплетний).
- Як витрачається енергія збудженого стану фотосинтетичних пігментів?
- Опишіть основні типи міграції енергії в системі фотосинтетичних пігментів.
- Охарактеризуйте перебіг циклічного та ациклічного фотофосфорилування.
- Як відбувається фотоліз води в фотосистемі II?

Лабораторна робота 14.

Визначення вмісту хлорофілу у листках

З метою точного визначення вмісту хлорофілу, сумарну витяжку пігментів краще розділяти хроматографічним методом або одержати похідне хлорофілу шляхом омилення. Для порівняння вмісту хлорофілу в різних об'єктах можна виділити його із спиртової або ацетонової витяжки без попереднього розділення.

Мета заняття: отримати спиртову витяжку пігментів, визначити вміст пігментів в спиртовій витяжці з листків.

Обладнання і матеріали. Свіже або висушене зелене листя, 96°-ний етиловий спирт; CaCO_3 або суха крейда; кварцовий пісок; фарфорова ступка з товчачиком; ножиці; лійка; скляна паличка; паперові фільтри; конічна мірна пробірка на 10 мл; фотоелектроколориметр (ФЕК-М) або спектрофотометр СФ; кювети $d = 10$ мм.

Хід роботи:

1. Отримати спиртову (або ацетонову) витяжку пігментів з зеленого листя. Наважку 0,1-0,2 г листків подрібнити ножицями, додати трішки CaCO_3 та кварцового піску. Розтерти з спиртом (або ацетоном). Процідити витяжку пігментів через складчастий паперовий фільтр в конічну мірну пробірку. Прилити порціями спирт (або ацетон). Повторити 2-3 рази, кількісно переносючи витяжку пігментів до повного знебарвлення ступки і фільтру. Додати спирт (або ацетон) до мітки 10 мл, перемішати.
2. Включити ФЕК за 20 хвилин до визначення концентрації хлорофілу. Гвинт правого барабану встановити на "0" за червоною шкалою. Після прогрівання включити гальванометр та перевірити "0" з відкритою шторкою. Для цього заповнити дві кювети спиртом (або ацетоном), вставити їх на шляху правого та лівого променів у кюветотримач ФЕКа. Відкрити шторки, включити необхідний світлофільтр (червоний) та встановити стрілку гальванометра на "0" за допомогою гвинтів грубої та тонкої настройки. Закрити шторки.
3. Визначення екстинції витяжки пігментів проводять таким чином. Замість кювети з чистим розчинником на шляху правого променя встановити кювету з витяжкою пігментів. Відкрити шторки. Включити гальванометр спочатку в перше (груба), далі в друге

положення чутливості (тонка настройка) та підвести стрілку до “0” з допомогою правого барабану.

4. На червоній шкалі правого барабану відмітити значення екстинції. За величиною екстинції за допомогою калібрувальної кривої знайти концентрацію хлорофілу у розчині, що визначається в мг/мл.
5. Якщо використовується СФ, то встановити довжину хвилі на приладі, відповідно до формули, обнулити прилад по кюветі із чистим розчинником. Замінити розчинник на екстракт пігментів. Записати значення екстинції. Використовувати формули (Wintermans, De Mots) для розрахунку концентрації хлорофілів: $C(\text{хл } a) = 13,7 * D_{665} - 5,76 * D_{649}$; $C(\text{хл } b) = 25,80 * D_{649} - 7,6 * D_{665}$, де D-екстинкція при довжинах хвиль 665 та 649 нм.
6. Розрахувати вміст пігментів у наважці за формулою:

$$A = \frac{C \times V}{P}, \text{ де}$$

A – вміст пігменту у рослинному матеріалі, мг/г сирової ваги;

C – концентрація пігментів, мг/мл;

V – об’єм витяжки пігментів, мл;

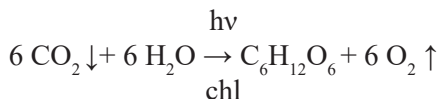
P – наважка рослинного матеріалу, г.

Питання для контролю

1. Опишіть онтогенез і філогенез хлоропластів.
2. Від яких факторів залежить вміст пігментів в листках?
3. Як відбувається регуляція фотосинтезу на різних рівнях організації рослинного організму?
4. Розкрийте вплив чинників середовища: інтенсивність освітлення, спектральний склад світла, температура, водопостачання та інші на перебіг фотосинтезу

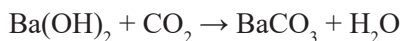
Лабораторна робота 15. Визначення інтенсивності фотосинтезу (за методом Л. О. Іванова та Н. Л. Косовича)

В зелених листках при освітлюванні відбувається процес фотосинтезу, який в сумарному вигляді можна записати таким рівнянням:

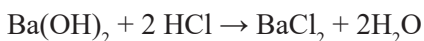


Дуже важливим показником для визначення ефективності освітлювання листків є розрахунок інтенсивності фотосинтезу (ІФ). Існує декілька методів для визначення ІФ: газометричний, хімічний, манометричний, калориметричний та інші. Найбільше поширеними методами є газометричні, які ґрунтуються на обліку кількості поглиненої вуглекислоти або виділеного кисню.

Вказаний метод дозволяє вивчити ІФ листків, пагонів та цілих рослин. Визначення ІФ проводиться в замкненій ємності (скляна колба), куди поміщують листок рослини. Після експозиції зв'язують залишок вуглекислоти баритом:



Надлишковий барит відтитрують соляною кислотою:



Те ж саме роблять і з контрольною колбою (без рослин).

Різниця у вмісті CO_2 в ємності до вміщення в нього листку та після його експозиції певний час на світлі дозволяє визначити ІФ.

Мета заняття: визначити ІФ листків рослин в різних умовах освітлення.

Обладнання і матеріали. Зрізане та поставлене у воду свіже зелене листя або пагони кімнатних рослин (гортензії, пеларгонії, примули та інших), тонкостінна конічна колба на 1 л з плоским дном та пробка з двома отворами до неї; фенолфталеїн в крапельниці; 0,02 н. розчин $\text{Ba}(\text{OH})_2$; 0,02 н. розчин HCl ; дистильована вода; папір; ножиці; терези та важки; фільтрувальний папір; піпетки Мора на 20 або 25 мл; бюретка на 25 або 50 мл.

Хід роботи:

1. Колбу залишити на 10-20 хвилин для заповнення повітрям. Потім колбу закрити пробкою.
2. За допомогою піпетки Мора 20 мл свіжого 0,02 н. розчину $\text{Ba}(\text{OH})_2$. Через отвір у пробці налити 2-3 краплі фенолфталеїну до появи рожевого забарвлення. Барит вступає у реакцію з вуглекислим газом.
3. Надлишок бариту відтитрувати 0,02 н. розчином HCl до зникнення рожевого забарвлення фенолфталеїну.
4. Вилити розчин з колби, промити дистильованою водою і залишити на 5-10 хвилин для заповнення її повітрям.
5. Визначити площу листка ваговим методом. Обвести обриси листка на папері, вирізати та зважити. З цього ж паперу вирізати квадрат 10×10 см та зважити. Розрахувати за пропорцією площу листка:

$$S = \frac{c\omega}{a}, \text{ де}$$

a – вага квадрата з паперу, мг;

ω – вага фігури листка з паперу, мг;

c – площа квадрату, дм^2 ;

S – площа листка, дм^2 .

6. В колбу помістити листок, закріпити його пробкою: до черешка листка, об'язаному вологим фільтрувальним папером, прив'язати нитку так, щоб листок не торкався стінок колби.
7. Колбу з листком освітлювати на протязі 30 хвилин, потім витягнути листок, колбу швидко закрити пробкою та визначити вміст CO_2 аналогічно контролю.
8. Розрахувати ІФ в $\text{мг CO}_2/\text{дм}^2 \cdot \text{годину}$, враховуючи, що 1 мл 0,02 н. $\text{Ba}(\text{OH})_2$ (або 1 мл розчину HCl тієї ж нормальності) відповідає 0,44 мг CO_2 , за формулою:

$$\text{ІФ} = \frac{(b-a) \cdot 0,44}{S \cdot t}, \text{ де}$$

a – кількість HCl , яка пішла на титрування в контролі, мл;

b – кількість HCl , яка пішла на титрування в досліді, мл;

S – площа листка, дм^2 ;

t – час експозиції, час.

9. Результати занести до таблиці:

Умови досліджу	Експозиція, хвилин	S, дм ²	Об'єм HCl, мл			ІФ, мг CO ₂ /дм ² годину	% від контролю
			V ₁ , а	V ₂ , в	ΔV		
Кімнатні умови – контроль							100
Природне освітлювання							
Штучне освітлювання							
Темрява							

10. Зробити висновки про вплив умов на ІФ.

Питання для контролю

1. Охарактеризуйте зв'язок між темною і світловою фазою фотосинтезу. Що таке первинні продукти фотосинтезу?
2. Охарактеризуйте цикл Кальвіна.
3. Охарактеризуйте фотодихання.
4. Як відбувається C4- та САМ - фотосинтез? В чому полягає функція цих шляхів фотосинтезу у відповідних видів рослин?
5. Наведіть методи визначення інтенсивності фотосинтезу. Як даний показник змінюється за впливу факторів середовища: інтенсивність освітлення, спектральний склад світла, температура, водопостачання та інші, протягом доби
6. Що таке світлокультура рослин?

Змістовий модуль 4.
ФІЗІОЛОГІЯ МІНЕРАЛЬНОГО ЖИВЛЕННЯ РОСЛИН.
РІСТ І РОЗВИТОК РОСЛИН.
ФІЗІОЛОГІЯ СТІЙКОСТІ РОСЛИН

Кореневе живлення – сукупність процесів поглинання мінеральних елементів з навколишнього середовища, транспорту їх, розподілу і перерозподілу між органами та включення в метаболізм в результаті обміну речовин між рослиною і зовнішнім середовищем. Знання особливостей кореневого живлення є теоретичною основою раціонального використання мінеральних речовин – ефективного засобу регулювання життєдіяльності та продуктивності сільськогосподарських рослин, а власне кореневе живлення є яскравим прикладом численних взаємозв'язків рослин з навколишнім середовищем.

На сукупність мінеральних елементів (золу) в рослині припадає 1-2 % її загальної маси. Залежно від вмісту мінеральних елементів у рослинному організмі, їх поділяють на макроелементи та мікроелементи. До першої групи відносять елементи, кількісний вміст яких становить від десятків до сотих часток проценту. Крім органогенів (С – до 45 %, О – до 42 %, Н – до 6,5 %, N – до 1,5 %), до них належить сірка, фосфор, калій, магній, кальцій, іноді натрій, хлор та кремній. Залізо знаходиться на межі між макро- та мікроелементами. До другої – хімічні елементи, вміст яких у рослинах дорівнює 10^{-2} – 10^{-5} % (бор, марганець, цинк, молібден, кобальт, нікель, алюміній) та інші.

У ґрунті елементи знаходяться або у вигляді іонів, або зв'язані з ґрунтовими колоїдами. Доступність елементів залежить від багатьох факторів як екологічних: ґрунтової вологи, рН ґрунтового розчину, належності інших елементів, температури, так і біологічних, перш за все наявності мікроорганізмів. Вищі наземні рослини засвоюють елементи з ґрунту у вигляді відповідних іонів за допомогою кореневої системи. Іони мінеральних сполук концентруються в тканинах рослин в характерних для кожної родини, роду і виду кількості та співвідношенні.

Основні функції іонів у рослині – структурна й каталітична. В цілому мінеральні елементи в рослині виконують як високоспецифічні функції (складові біологічних молекул або компонентів ферментативних систем), так і неспецифічні (участь в осморегуляції, де вони здатні до взаємозамінності).

До важливіших процесів життєдіяльності організму відносяться процеси росту та розвитку. Під ростом слід розуміти необоротне збільшення розмірів рослин (або його органів), що зумовлюється формуванням нових органів, клітин та окремих їх елементів (цитоплазма, пластиди, мітохондрії та інші). Під розвитком розуміють сукупність морфологічних та фізіологічних змін рослин на окремих етапах його життєвого циклу (онтогенезу), які обумовлені внутрішніми особливостями організму та впливом зовнішніх факторів (інтенсивність та спектральний склад світла, тривалість дня та ночі, температура та вологість повітря та ґрунту, органічні та мінеральні добрива).

В одному й тому ж організмі процеси росту та розвитку можуть пов'язуватися неоднаково, в залежності від цілого ряду факторів. Разом з тим, вони нерозривно пов'язані між собою, залежать один від одного та взаємно обумовлюють один одного. Особливості росту та розвитку характеризуються здатністю організму використовувати умови життя, від яких залежить кінцева продуктивність рослини, вміст у його тканинах пластичних речовин, життєздатність організму та його стійкість до несприятливих умов існування.

Всі процеси росту та розвитку рослин здійснюються через поділ, ріст та диференціювання клітин. Загальний закон росту – його нерівномірність або періодичність, що обумовлена дією фітогормонів. До них належить ауксини, гібереліни, цитокініни, абсцизини, етилен.

Розповсюдження рослин у природі залежить від їх спадковості, яка є результатом впливу на рослини певних умов навколишнього середовища. Вологолюбність, тіншовитривалість, жаростійкість, холодостійкість та інші екологічні особливості рослин виникли та сформувалися у процесі еволюції, під впливом довготривалої дії на рослини даного виду зовнішніх умов.

Велике значення мають і внутрішні умови, у яких проходить розвиток (онтогенез) індивідуума. На рослинні організми під час життя впливають несприятливі зовнішні умови: низькі та високі температури, посуха, надто велика інсоляція, надлишок або нестача води та солей у ґрунті. При несприятливих умовах рослини проявляють стійкість до них. Ця пристосованість їх до умов існування, склалася історично.

Лабораторна робота 16.

Вирощування рослин у водній культурі на повній поживній суміші та з виключенням елементів живлення

У склад рослин входять всі відомі у теперішній час елементи. Елемент вважається необхідним, якщо:

1. Його відсутність виключає нормальний життєвий цикл рослини.
2. Недостатність елементу викликає специфічні порушення життєдіяльності рослини.
3. Елемент безпосередньо використовується у процесах перетворення речовин та енергії.

Все це можна встановити тільки при вирощуванні рослин на штучних поживних середовищах – у водних та піщаних культурах. Виключення будь-якого з макро- або мікроелементів призводить до порушення структури та обміну речовин рослин, гальмуванню їх росту та у майбутньому – до їх загибелі.

Для вирощування рослин у водних та піщаних культурах використовуються суміші солей, які містять всі необхідні макро- та мікроелементи. У ґрунтових культурах вносять тільки солі елементів, яких не вистачає. Найбільш часто використовується суміш Кнопа (1859), Гельригеля (1883) та Прянишникова (1900); дві перші – для водних та піщаних культур, а остання – для піщаних. Для приготування суміші використовують дистильовану воду та хімічно чистий кварцовий пісок, чисті солі; хімічно стійкі ємності та хімічно стійкий посуд необхідні не тільки для приготування, а також для збереження розчинів. Досліди з виключенням мікроелементів потребують особливої пильності.

Такі досліди проводяться у спеціальних скляних спорудах (світлицях), які називаються вегетаційними будиночками. У холодні сезони будиночки обладнуються опалювальними приладами; такі будиночки називають теплицями або оранжереями. В останній час для вирощування рослин використовують штучні джерела світла: лампи накаливання, люмінесцентні, ртутні лампи – ДРЛФ та інші. Споруди, в яких регулюються всі фактори росту та розвитку рослин, називаються станціями або лабораторіями штучного клімату, а найбільш устатковані з них – фітотронами.

Мета заняття: провести вегетаційний дослід за вирощуванням рослин в умовах водної культури на повній поживній суміші та з виключенням елементів живлення.

Хід роботи:

Дослід по визначенню фізіологічної значимості різних макроелементів для росту рослин проводить колективно вся студентська група. Кожний студент веде який-небудь певний варіант дослідів.

Дослід триває до 30 днів та більше. Необхідно його проводити у весняний час (квітень, травень). Виконання цієї роботи проводиться у такій послідовності:

А. Підготовча робота:

1. Монтування посудин.
2. Визначення якості посівного матеріалу.
3. Вирощування розсади для водних культур.
4. Розрахунки та приготування розчинів для поживних сумішей.

Б. Закладка дослідів:

1. Приготування поживних сумішей для різних варіантів дослідів.
2. Перші вимірювання рослин.
3. Висадження рослин у посудини.
4. Складання таблиць для ведення записів у зошитах.

В. Спостереження та догляд за культурами:

1. Визначення біометричних параметрів рослин (довжини надземної частини та коренів рослин, кількості листків), рН та об'єму поглинутого поживного розчину.
2. Приготування свіжого поживного розчину.
3. Проведення заміни поживного розчину на свіжий.
4. Підв'язування рослин та догляд за рослинами.

Г. Закінчення дослідів:

1. Оцінка морфологічних ознак недостатності елементів мінерального живлення у рослин всіх варіантів поживних сумішей, що виконувались у групі.
2. Останнє визначення біометричних та інших параметрів рослин.
3. Статистична обробка та оформлення результатів роботи.

Д. Обговорення результатів роботи та висновки.

А. ПІДГОТОВЧА РОБОТА:

А 1. Монтування посудин

Обладнання і матеріали. 2 скляні банки ємністю 1 л; картон та марля для кришок; білий і чорний папір для чохла; нитки або шпагат; папір для етикеток; ножиці; клейстер; парафін; водяна баня; пінцети.

а) Виготовити кришки для банок таким чином: парафін до початку роботи розплавити на водяній бані; з картону вирізати коло діаметром шийки банки, покласти його між двома шарами марлі; занурити у розплавлений парафін з допомогою пінцетів, витягнути і дати парафіну стекти. Покласти кришку на шийку банки та закріпити таким чином, щоб марля, яка просочена парафіном обхопила шийку банки. Зробити на кришці три симетрично розміщених отвори по краях для рослин та одне у середині для палички.

б) Виготовити чохла для банок: відрізати дві однакові смужки з чорного та білого паперу шириною, яка рівна висоті банки; обидві смужки склеїти таким чином, щоб з внутрішньої сторони до банки прилягав чорний папір (розчин затемнюється зсередини, щоб у ньому не розвивалися водорості), а ззовні – білий папір (для відбивання теплових променів).

Верхній край чохла зібрати й туго обв'язати нитками навколо шийки банки; нижній край надрізати, скласти до дна банки й заклеїти паперовим піддонником з темного паперу.

Наклеїти на банки етикетки з інформацією про варіант досліду, дату, прізвища студентів, № групи.

А 2. Визначення якості посівного матеріалу (схожості та енергії проростання насіння)

Обладнання і матеріали. Насіння гороху та зернівки кукурудзи; фільтрувальний папір; 4 чашки Петрі; ножиці; пінцети, 0,1% розчин перманганату калію (для знезаражування насіння).

Для постановки дослідів з водними культурами потрібний дуже старанний відбір посівного матеріалу. Воно повинно бути чистосортним. Повторність у дослідах з водними культурами звичайно невелика, тому індивідуальні відхилення у рості рослин можуть дати дуже строкаті результати.

Перед використанням насіння або зернівки того чи іншого сорту визначити його посівні якості: енергію проростання та схожість. Мета цього аналізу – встановити кількість насіння, здатного утворювати нормально розвинуті паростки за оптимальних умов пророщування.

Енергію проростання визначають в одному аналізі зі схожістю, але підрахунок нормально пророслих зерен проводять раніше. У більшості зернових культур її визначають після трьох діб пророщування, а схожість – після семи діб, і виражають у відсотках нормально пророслих зерен у пробі, взятій для аналізу. Технічні умови та критерії оцінки для визначення посівних якостей насіння регламентовані Держстандартом. Енергія проростання вказує на дружність проростання насіння, тобто однорідність посівного матеріалу. Схожість визначає власно якість майбутніх паростків.

Для визначення енергії проростання та схожості насіння гороху та зернівок кукурудзи пророщувати у термостаті при 22-25 °С у чашках Петрі на фільтрувальному папері. Для цього у 4 чашки Петрі помістити паперові фільтри, змочити їх 10 мл дистильованої води та розмістити на них пінцетом по 20 насінин, щоб вони не стикалися (кожної культури рослин по дві чашці – дворазова повторність). Чашки закрити та написати етикетку. Фільтрувальний папір верхньої чашки змочити водою для утворення вологої камери. Через 3 та 7 діб пророщування підрахувати кількість насіння (або зернівок), що сформувало нормальні паростки. У гороху, кукурудзи та інших культур, що проростають одним корінцем, до нормально пророслих відносять ті, що мають розвинутий головний зародковий корінець розміром більшим, ніж довжина зерна, й сформований росток.

Дані занести у таблицю:

Таблиця 1

Якісні властивості посівного матеріалу

Культура	Кількість насіння			Енергія проростання, %	Схожість, %
	всього	нормально пророслого після 3 діб	нормально пророслого після 7 діб		
Кукурудза					
Горох					

А 3. Вирощування розсади для водних культур

Обладнання і матеріали. Насіння гороху та зернівки кукурудзи; 0,1 % розчин $KMnO_4$; марля, фільтрувальний папір; ножиці; банки 0,3–0,5 л.

Насіння (або зернівки) залити розчином марганцевокислого калію на 10–15 хвилин, а потім ретельно промити його проточною водою у

марлевому мішку. Пророщування насіння (зернівки) для отримання розсади проводити в рулонах фільтрувального паперу: на смужці фільтрувального паперу (шириною 3-5 см, довжиною 35 см), змоченій дистильованою водою, рівномірно розкласти з однієї сторони відібрані насінини зародком назовні, а потім папір поступово згорнути у сувій разом з насінинами. У скляну банку налити на дно води (товщина шару води 1,5–1,0 см) та помістити 2–3 шари фільтрувального паперу з насінинами таким чином, щоб насінини були зверху.

Після 3 діб пророщування насіння перенести на світло. Коли паростки досягнуть певного віку, відібрати з великої кількості однакові за довжиною надземної частини, числом та довжиною коренів, кількістю листків.

А 4. Розрахунки та приготування розчинів для поживних сумішей (повної та з виключенням того чи іншого елемента)

Обладнання і матеріали. Солі (х.ч.): $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ (безводна); KH_2PO_4 ; $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$; KCl ; $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$; NaCl ; $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; KNO_3 ; FeCl_3 ; терези; важки; шпателі; мірні стакани і циліндри на 0,5 л та 1 л; посуд для концентрованих розчинів на 0,5 л та 0,25 л з пробками; етикетки; клейстер; скляні паличці; лакмусовий папір.

Кожна поживна суміш повинна не тільки містити всі необхідні для рослин елементи у потрібних кількостях та співвідношеннях, а й бути оптимальною за концентрацією водневих іонів. Для більшості рослин оптимальне значення рН розчину знаходиться між 5,5 та 7,8. Початковий рН розчину залежить від хімічної та гідролітичної кислотності або лужності солей та від їх буферної здатності, а зміна значення рН розчину у процесі живлення рослини – від фізіологічної кислотності або лужності солей. Щоб не змінювати у поживному розчині значення рН та осмотичний потенціал, елемент, що виключається замінюють іншим, у хімічному відношенні, рівноцінним елементом.

І. Розрахувати склад поживної суміші з виключенням елементів, використовуючи таблицю повної поживної суміші (табл.2).

Приклади розрахунку.

а) Розрахувати склад поживної суміші з виключенням калію.

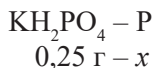
Розрахунок вести таким чином:

Сіль KH_2PO_4 замінити сіллю $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$;

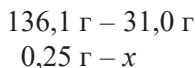
Сіль KCl замінити сіллю NaCl ;

Треба встановити, яка кількість $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ потрібна, щоб кількість фосфору була така ж, як у $0,25 \text{ г } \text{KH}_2\text{PO}_4$.

Кількість Р у $0,25 \text{ г } \text{KH}_2\text{PO}_4$ визначається з допомогою пропорції:

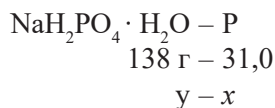


Виходячи з кількості Р в г-моль солі KH_2PO_4 , визначають кількість Р в $0,25 \text{ г}$ солі:



$$\text{Звідси } x = \frac{0,25 \times 31,0}{136,1};$$

Визначають кількість $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, який має необхідну кількість Р:



$$\text{Звідси } y = \frac{138 \times 31,0 \times 0,25}{31,0 \times 136,1} = 0,25 \text{ г}$$

Таким чином, на 1 л поживної суміші $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ береться $0,25 \text{ г}$.

Потім визначається кількість NaCl , який може замінити $0,125 \text{ г } \text{KCl}$ таким чином:

Кількість хлору в $0,125 \text{ г } \text{KCl}$ було:



$$\text{Звідси } x = \frac{35,45 \times 0,125}{74,6};$$

$$\text{Звідси } y = \frac{58,45 \times 35,45 \times 0,125}{35,45 \times 74,6} = 0,1 \text{ г}$$

Таким чином на 1 л треба взяти $0,1 \text{ г } \text{NaCl}$.

**Склад повної поживної суміші Кнопа
та з виключенням азоту, фосфору, калію, заліза та кальцію**

Повна суміш	Суміш без азоту		Суміш без фосфору		Суміш без калію		Суміш без заліза		Суміш без кальцію	
	Солі	Кількість, г/л	Солі	Кількість, г/л	Солі	Кількість, г/л	Солі	Кількість, г/л	Солі	Кількість, г/л
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ безводна		1,0	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	1,0	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	1,0	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	1,0	KNO_3	1,23
KH_2PO_4		0,25	KH_2PO_4	-	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0,25	KH_2PO_4	0,25	KH_2PO_4	0,25
KCl		0,125	KCl	0,262	NaCl	0,10	KCl	0,125	KCl	0,125
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$		0,25	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,25	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,25	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,25	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,25
FeCl_3		0,0125	FeCl_3	0,0125	FeCl_3	0,0125	FeCl_3	-	FeCl_3	0,0125

- б) приготувати поживну суміш з виключенням Р.
Сіль $\text{KН}_2\text{PО}_4$ замінити сіллю KCl та зробити розрахунки так, як і в попередньому випадку. Підрахувати кількість концентрованої солі KCl , що необхідно додати до 1 л поживної суміші.
- в) Приготувати поживну суміш з виключенням азоту.
Сіль $\text{Ca(NO}_3)_2$ замінити сіллю $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ та зробити розрахунки.
- г) приготувати поживну суміш без кальцію, замінивши сіль $\text{Ca(NO}_3)_2$ на сіль KNO_3 .

II. Розрахувати та приготувати концентровані розчини солей.

За багаторазовим приготуванням поживних розчинів зручніше користуватися концентрованими розчинами солей, які містять в 10 мл ту кількість солі, що потрібна для 1 л суміші. Розраховують на 100 мл концентрованого розчину.

Приклад:

У 1 л поживної суміші міститься 1 г $\text{Ca(NO}_3)_2$.

Необхідно розрахувати кількість $\text{Ca(NO}_3)_2$ для приготування 100 мл розчину, у 10 мл якого містилося б 1 г $\text{Ca(NO}_3)_2$.

Розрахунок вести таким чином:

1 г $\text{Ca(NO}_3)_2$ міститься у 10 мл
 x г міститься у 100 мл

$$x = \frac{1 \times 100}{10} \text{ г,}$$

тобто треба взяти 10 г $\text{Ca(NO}_3)_2$, додати H_2O до 100 мл, потім у 10 мл отриманого розчину буде міститися 1 г $\text{Ca(NO}_3)_2$.

Таким чином розраховується кількість різних солей, яка необхідна для приготування їх концентрованих розчинів. Треба розрахувати необхідний об'єм розчину таким чином, щоб його вистачило на неодноразову зміну поживного розчину на протязі всього досліджу (табл.3).

Склад концентрованих розчинів солей, г / 100 мл

Показники	Солі основні				Солі замінні			
	Ca(NO ₃) ₂ (безводна)	KH ₂ PO ₄	MgSO ₄ · 7H ₂ O	KCl	CaSO ₄ · 2H ₂ O	NaH ₂ PO ₄ · H ₂ O	NaCl	KNO ₃
Маса солі на 100 мл розчину, г	10,0	2,5	2,5	1,25	10,5	2,5	1,0	12,3
Об'єм розчину на весь дослід, мл								
Маса солі на весь дослід, г								

Приготувати концентровані розчини солей (кожна група студентів готує один розчин) у мірному посуді, перелити у темний посуд, який добре закрити. Наклеїти етикетки з вказівками назви солі, концентрації розчину, прізвища, ім'я та по-батькові того, хто приготував розчин, № групи, дати приготування розчину.

Б. ЗАКЛАДКА ДОСЛІДУ

1. Приготування поживних сумішей для різних варіантів досліду

Обладнання і матеріали. Рослини кукурудзи та гороху, 2 вегетаційні посудини на 1 л; мірні циліндри на 0,5 л та 1 л; посудина для приготування поживного розчину на 3 л; концентровані розчини; індикаторний папір; 0,01 н. розчин NaOH та 0,001 н. розчин HCl (або лимонної кислоти); по 3 паростки кукурудзи та гороху; міліметровий папір; фільтрувальний папір, мотузка.

- Виміряти об'єм того посуду, у якому вирощуватимуться рослини.
- Зробити відмітку на посудині про положення рівня, до якого наливається розчин.
- Розрахувати, яку кількість мілілітрів концентрованих розчинів треба взяти для даного об'єму. Перший тиждень використовувати поживну суміш половинної концентрації.
- Перевірити значення рН за допомогою індикаторного паперу та у випадку необхідності довести його до бажаних меж (рН – 6-7) з допомогою розчинів NaOH, HCl, або лимонної кислоти.

2. Перші вимірювання рослин та висадження рослин у посудини

- Відібрати з розсади по 3 однакові рослини та покласти їх на вологий фільтрувальний папір, провести вимірювання.

- б) Провести перше визначення біометричних параметрів кожної рослини (довжина надземної частини та коренів, кількість листків)
- в) Зняти кришку з посудини, якщо необхідно, розширити отвори та обережно, з допомогою змоченого водою м'якого пензлика, ввести кореневу систему рослини через отвір зверху, слідкуючи, щоб корені не обламалися. Пронумерувати рослини.
- г) Кришку разом з рослинами поставити на банку, закріпити, слідкуючи за тим, щоб усі корені рослин були занурені у розчин. Рослини закріпити з допомогою дерев'яної паличці, вставленої у центральний отвір кришки, та мотузки.
3. Складання таблиць для ведення записів у зошитах
Для ведення записів результатів спостережень підготувати окремі таблиці по кожному варіанту та виду рослин.

Приклад:

Таблиця 4а. Результати спостережень за рослинами гороху під час їх вирощування у суміші без азоту.

Таблиця 4б. Результати спостережень за рослинами кукурудзи під час їх вирощування у суміші без азоту.

Таблиця 4

Біометричні показники рослин

Параметри	№ рослини	Дати спостережень, тижні			
1. Довжина надземної частини, мм	1				
	2				
	3				
	Середнє				
2. Кількість листків	1				
	2				
	3				
	Середнє				
3. Довжина коренів, мм	1				
	2				
	3				
	Середнє				
4. Кількість поглинутого розчину, см ³	1				
	2				
	3				
	Середнє				
Примітки					

В. СПОСТЕРЕЖЕННЯ ТА ДОГЛЯД ЗА КУЛЬТУРАМИ

Обладнання і матеріали. Аналогічне до пункту Б

Рослини вирощувати протягом 28-35 діб (4-5 тижнів). Спостереження проводити через певні терміни (один раз на тиждень) за вказаними параметрами (табл. 4), відзначати певні особливості розвитку рослин у графі Примітки. Результати заносити до таблиць 4а і 4б. Після кожного вимірювання проводити зміну поживного розчину на свіжий. Якщо в установлений термін зміна розчину неможлива, проводять барбатаж – насичення поживного розчину киснем, при наявності осаду розчин перемішують паличкою.

1. Визначення біометричних параметрів рослин (довжини надземної частини та коренів рослин, кількості листків), рН та об'єму поживного розчину.
 - а) Провести спостереження за вказаними параметрами.
 - б) Відзначити особливості зовнішнього вигляду рослин (забарвлення листків і стебла, тургор тканин, наявність і тип хлорозу або некрозу, локалізація виявлених пошкоджень та інше).
 - в) Результати спостережень записати окремо в табл. 4а і табл. 4б для рослин гороху і кукурудзи відповідно.
2. Приготування свіжого поживного розчину
 - а) Приготувати свіжий поживний розчин необхідного об'єму з концентрованих розчинів.
 - б) Перевірити рН поживного розчину.
 - в) Ретельно перемішати приготовлений поживний розчин.
3. Проведення заміни поживного розчину на свіжий
 - а) Заповнити банки свіжим розчином до відмітки.
 - б) Кришку з рослинами поставити в банки. Закріпити.
 - в) Виставити банки на освітлене місце.
4. Підв'язування рослин та догляд за рослинами.

Г. ЗАКІНЧЕННЯ ДОСЛІДУ

Через 28-35 діб після висадження рослин дослід можна ліквідувати.

Обладнання і матеріали. Аналогічне до пункту Б, а також терези та важки; мірні циліндри на 25 та 50 мл для визначення об'єму коренів; матеріал та обладнання для визначення вмісту пігментів у листках.

1. Оцінка морфологічних ознак недостатності елементів мінерального живлення у рослин всіх варіантів поживних сумішей, що виконувались у групі.
 - а) Провести порівняльний аналіз зовнішнього стану рослин між різними варіантами дослід.
 - б) Виявити та відзначити візуально у рослин морфологічні ознаки недостатності елементів мінерального живлення.
 - в) Обсудити наявність у рослин тих чи інших ознак у зв'язку з фізіологічною функцією мінерального елемента.
 - г) Замалювати зовнішній вигляд рослин.
 - д) Результати занести в *табл. 5*.

Таблиця 5

Морфологічні ознаки нестачі елементів мінерального живлення

Елемент (варіант дослід)	Фізіологічна роль елемента	Морфологічні ознаки нестачі	
		опис	малюнок
ППС (контроль)			
Азот			
Фосфор			
Калій			
Залізо			
Кальцій			

2. Останнє визначення біометричних та інших параметрів рослин
 - а) Провести останнє спостереження за тими ж параметрами що й раніше (див. Пункт В. 1).
 - б) Визначити вагу надземної частини та коренів рослин, об'єм коренів, а також вміст пігментів в листках.
Для вимірювання об'єму коренів їх відокремлюють від наземної частини рослин та за допомогою пінцету занурюють в мірний циліндр із водою, початковий рівень якого було відмічено.

Кількість витиснутих мілілітрів води буде відповідати об'єму кореневої системи.

До визначення сирової маси рослин кореневу систему ретельно підсушують фільтрувальним папером.

в) Дані останнього спостереження занести у *табл. 6*.

Таблиця 6

Біометричні та інші показники дослідних рослин

Параметри	ППС	Суміш без N	Суміш без P	Суміш без K	Суміш без Fe	Суміш без Ca
Довжина надземної частини, мм						
Довжина коренів, мм						
Кількість листків						
Вага надземної частини, г						
Вага коренів, г						
Об'єм кореневої системи, см ³						
Вміст пігментів, мг/г						
Кількість розчину, що була поглинута, см ³						

3. Статистична обробка та оформлення результатів роботи

Отримані результати роботи необхідно обробити математично, звести в загальні таблиці та представити у виді відповідних графіків та діаграм.

Кожна група студентів, що виконувала певний варіант дослідження, наводить на графіках результати як власного експерименту, так і всіх варіантів поживних сумішей, що виконувались у групі. Графіки та діаграми складати по кожному виду рослин окремо.

а) За результатами щотижневих спостережень розрахувати по кожному параметру середнє арифметичне з трьох рослин.

б) Дані динаміки кожного досліджуваного параметру протягом 4-5 тижнів дослідження представити у вигляді графіку (виконувати на міліметровому папері). Побудувати наступні графіки:

- Рис. 1. Динаміка росту надземної частини рослин під час вирощування у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 2. Динаміка росту коренів рослин під час вирощування у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 3. Динаміка утворення листків рослинами під час вирощування у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 4. Кількість поживного розчину, що був поглинутий рослинами під час вирощування у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
- в) За результатами останнього спостереження (табл. 6) побудувати діаграми. Експериментальні дані на діаграмах представити у відсотках відносно до контролю (повна поживна суміш). Побудувати наступні діаграми:
- Рис. 5. Довжина надземної частини рослин, що вирощувалися у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 6. Довжина коренів рослин, що вирощувалися у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 7. Вага надземної частини рослин, що вирощувалися у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 8. Вага коренів рослин, що вирощувалися у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.
 - Рис. 9. Об'єм кореневої системи рослин, що вирощувалися у повній поживній суміші та з виключенням елементів мінерального живлення.

Д. ОБГОВОРЕННЯ РЕЗУЛЬТАТІВ РОБОТИ ТА ВИСНОВКИ

Результати експериментальних досліджень узгодити з даними літературних джерел. На підставі отриманих даних зробити загальні висновки. Отримані дані оформити у вигляді рефератів.

Тривалий вегетаційний дослід допоможе студентам придбати навички організації та проведення наукових дослідів, навчитися аналізувати отриманий результат, оформлювати наукову роботу та доповідати перед аудиторією, що значно полегшить далі виконання курсових робіт.

Питання для контролю

1. Наведіть класифікації мінеральних елементів (макро-, мікроелементи, інші).
2. Як діагностують потребу рослин у елементах мінерального живлення?
3. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль азоту.
4. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль фосфору.
5. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль сірки.
6. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль калію.
7. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль кальцію.
8. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль магнію.
9. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль заліза.
10. Охарактеризуйте фізіолого-біохімічну роль мікроелементів.
11. У яких формах рослини поглинають азот? Опишіть колообіг азоту у природі.
12. Охарактеризуйте механізм симбіотичної азотфіксації.
13. Розкрийте роль ґрунту як джерела мінеральних елементів.
14. Які ви знаєте поживні суміші? Чим відрізняються фізіологічно кислі та основні солі?
15. В чому полягають фізіологічні основи використання добрив.
16. Опишіть безґрунтові методи вирощування рослин: гідро- та аеропоніка.

Лабораторна робота 17.

Ріст коренів пшениці у розчині чистої солі та в суміші солей (антагонізм іонів)

Для нормального росту та розвитку рослин необхідний повний поживний розчин з різними аніонами та катіонами у певній комбінації. Розчин чистої солі різко пригнічує ріст та розвиток рослин. При змішуванні у певних співвідношеннях, через антагонізм іонів, шкідлива дія солей взаємно знешкоджується. Розчини, що складені з урахуванням антагоністичних відношень, носять назву фізіологічно врівноважених. Механізми, що лежать у основі антагонізму іонів, пов'язані з фізико-хімічними змінами протоплазми під впливом окремих іонів.

Мета заняття: порівняти довжину коренів 7-добових паростків пшениці, що пророщували на розчинах чистих солей та в суміші солей.

Обладнання і матеріали. Зернівки пшениці (*Triticum aestivum* L.), 0,12 н. розчини солей KCl, NaCl та CaCl₂; дистильована вода; 6 чашок Петрі; фільтрувальний папір; 0,1 % розчин KMnO₄; пінцет; термостат.

Хід роботи:

- В 5 чашок Петрі помістити шар фільтрувального паперу та налити по 10 мл відповідного розчину солі або суміш розчинів солей. Суміш двох солей: KCl + CaCl₂ (3 : 1); суміш трьох солей: KCl + NaCl + CaCl₂ (2 : 1 : 1). Контроль – вода. Дослід проводити у двократній повторності.
- На фільтрувальний папір у чашках Петрі помістити по 25 насінин пшениці, попередньо промиті розчином перманганату калію та чистою водою. Розмістити зернівки рівномірно по всій поверхні зародком назовні. Пророщувати при 22-24 °С у термостаті.
- Через 7 діб пророщування визначити схожість насіння та сумарну довжину коренів кожного паростка. Розрахувати середню сумарну довжину коренів одного паростка для кожного варіанту і виразити у відсотках відносно до контролю. Дані знести у таблицю.

Варіант	Кількість насіння		Схожість, %	Довжина коренів одного паростка, см	% до контролю
	всього	пророслого			
Контроль H ₂ O	25				100
KCl	25				
NaCl	25				
CaCl ₂	25				
KCl + CaCl ₂	25				
KCl + NaCl + CaCl ₂	25				

4. На основі отриманих даних побудувати гістограми.
5. Зробити висновки.

Питання для контролю

1. Розкрийте роль дифузії та адсорбції в поглинанні іонів.
2. Як відбувається пасивний та активний перенос іонів через плазматичну мембрану?
3. Опишіть принцип роботи іонних насосів та вторинний активний транспорт.
4. Як відбувається радіальний транспорт іонів у тканинах кореня? Ближній транспорт: симпластний та апопластний шляхи? В чому полягає значення вакуолярного шляху.
5. Як відбувається дальній транспорт – транслокація речовин по спеціалізованих провідних тканинах?
6. Опишіть стан мінеральних елементів у ґрунті, їх поведінку та доступність для рослин. Як відбувається контактний обмін коренів з ґрунтовими поглинаючими комплексами?
7. Надайте характеристику видам взаємодії іонів (антагонізм, синергізм, адитивність).

Лабораторна робота 18.

Визначення зони росту кореня кукурудзи

Ріст кореня та стебла у довжину проходить за рахунок діяльності верхівкової меристеми. У процесі онтогенезу рослинні клітини проходять послідовно три фази: поділ, розтягнення, внутрішнє диференціювання. Найбільш значне збільшення розмірів спостерігається у другій фазі. Для виявлення зони розтягнення клітин зручно користуватися методом нанесення на поверхню організму, що росте, позначок тушшю на однакових відстанях одна від одної. У кукурудзи зона росту складає 4 мм. В першому міліметрі від кінчика кореня, покритого кореневим чохликом, відбувається тільки ділення клітин, у другому міліметрі клітини починають збільшуватися в розмірі. У двох останніх міліметрах знаходиться зона розтягнення. Такий розподіл зон спостерігається і у інших культурних рослин (горох, овес, пшениця).

За зміною відстані між мітками судять про ріст різних ділянок кореня рослини, що досліджується.

Мета заняття: визначити тип росту кореня кукурудзи.

Матеріал і обладнання. Паростки кукурудзи (*Zea mays* L.), пробірки; фільтрувальний папір; ножиці; туш; хвоїнки; міліметровий папір; скляна пластинка; вата; термостат.

Хід роботи:

1. Вологу камеру для вимірювання росту коренів приготувати з пробірки, на дно якої налито трохи (до 1/3) води та занурити у воду смужку фільтрувального паперу. Надписати пробірку.
2. Відібрати паросток кукурудзи з прямим корінцем, обережно обсушити корінець фільтрувальним папером та з допомогою хвоїнки нанести мітки тушшю через 1 мм від конусу наростання кореня, поклавши під корінець смужку міліметрового паперу для більшої зручності нанесення міток.
3. Обережно закріпити паросток за допомогою вати таким чином, щоб корінець торкався фільтрувального паперу, а мітки знаходилися зверху. Пробірки помістити у штативі у термостат.
4. Через 7 діб виміряти відстань між мітками. Визначити прирости для кожної ділянки, віднімаючи з отриманих величин початкову відстань між мітками.

5. Записати результати у таблицю:

Відстань між мітками, мм	Інтервал між мітками								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Початкова									
Кінцева									
Приріст									

6. На основі отриманих даних накреслити криву росту, відкладаючи на осі абсцис номер ділянки кореня, а по осі ординат – прирости.
7. Зробити висновок про характер росту кореня.

Питання для контролю

1. Наведіть особливості росту рослинної клітини.
2. Охарактеризуйте різні типи росту: апікальний, базальний, інтеркалярний, радіальний та фази росту: ембріональна, розтягнення, диференціації.
3. Опишіть велику криву росту.
4. Наведіть приклади тропізмів, настій, швидких тургорних рухів. Поясніть механізми кожного типу рухів.
5. В чому полягає взаємовідношення між ростом та розвитком?

Лабораторна робота 19.

Визначення зони росту надземної частини паростка соняшника

При проростанні насіння формується надземна частина паростка соняшника, яка складається з 2 сім'ядолей та підсім'ядольного коліна (гіпокотіля), потім відростає надсім'ядольне коліно (епікотиль) та справжні листки. Метод визначення зони росту надземної частини паростка соняшника базується на врахуванні приросту ділянок гіпокотилію за 7 діб.

Мета заняття: визначити тип росту гіпокотилію соняшника.

Матеріал і обладнання. Паростки соняшника, пробірки; фільтрувальний папір; ножиці; туш; хвоїнки; міліметровий папір; вата; термостат.

Хід роботи:

1. Приготувати пробірку, наповнену на 3/4 водою, підписати, помістити у штатив.
2. Відібрати прямий паросток соняшника висотою 2-3 см та нанести 10 міток тушшю на відстані 2 мм одна від одної, починаючи з верхівки паростка (підсім'ядольного коліна) з міста розходження сім'ядольних листків донизу.
3. Закріпити паростки у пробірці таким чином, щоб корені були занурені у воду, помістити у теплицю при температурі 25 – 30° С.
4. Через 7 днів виміряти відстань між мітками та визначити приріст різних ділянок, дані занести у таблицю:

Відстань між мітками, мм	Інтервал між мітками								
	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Початкова									
Кінцева									
Приріст									

5. Виразити графічно результати досліду, відкладаючи на осі абсцис порядковий номер мітки, а по осі ординат – приріст гіпокотилію.
6. Зробити висновок про характер росту гіпокотилію соняшника.

Питання для контролю

1. Розкрийте сутність та механізми явища тотіпотентності рослинної клітини.
2. Як проявляється циркадна ритміка рослин?
3. Охарактеризуйте вплив зовнішніх факторів на інтенсивність росту.

Лабораторна робота 20.

Вплив гетероауксину на ріст коренів пшениці

Ріст рослинних клітин регулюється фітогормонами групи ауксину, з яких найбільше значення має гетероауксин ($C_{10}H_9O_2$). Проявом фізіологічної дії ауксинів є вплив на ріст клітин кореня у фазі розтягання. Дія ауксину залежить від його концентрації. У малих кількостях ці речовини стимулюють ріст, а у великих – інгібують.

Мета заняття: визначити концентрацію гормону, яка стимулює ріст коренів пшениці.

Матеріал і обладнання. Зернівки пшениці, 5 чашок Петрі; 0,1 %-ний розчин гетероауксину; мірна колба на 25 мл; 4 конічні колби на 50 мл; піпетка на 2 мл; олівець по склу; фільтрувальний папір; ножиці; пінцет; термостат.

Хід роботи:

1. Взяти 5 чашок Петрі та налити у них розчини гетероауксину різної концентрації:
 - в 1-у чашку налити 10 мл 0,01 % розчину,
 - в 2-у чашку – 10 мл 0,001 % розчину,
 - в 3-ю чашку – 10 мл 0,0001 % розчину,
 - в 4-у чашку – 10 мл 0,00001 % розчину,
 - в 5-у чашку – 10 мл дистильованої води.
2. На зволожений фільтрувальний папір у чашках Петрі пінцетом помістити по 25 зернівок пшениці, попередньо промиті розчином перманганату калію. Розмістити насінини рівномірно по всій поверхні зародком назовні. Пророщувати при 22-24 °С у термостаті.
3. Через 7 діб пророщування визначити схожість насіння та сумарну довжину коренів кожного паростка. Розрахувати середню сумарну

довжину коренів одного паростка для кожного варіанту і виразити у відсотках відносно до контролю.

4. Дані знести у таблицю:

Концентрація ГА, %	Кількість насіння		Схожість, %	Довжина коренів одного паростка	
	всього	пророслого		см	% до контролю
Контроль – H ₂ O					100
0,01					
0,001					
0,0001					
0,00001					

5. На основі отриманих даних намалювати гістограми.

6. Зробити висновок про вплив концентрації гетероауксину на ріст коренів.

Питання для контролю

1. Охарактеризуйте склад, фізіологічні функції та використання ауксинів, гіберелінів, цитокінінів, етилену, абсцизінів, жасмонату, саліцилату та брасиностероїдів.
2. Наведіть відомості про синтетичні стимулятори та інгібітори росту (гербіциди, ретарданти, морфактини).
3. опишіть явище спокою рослин, його адаптивну функцію.
4. Що таке фотоперіодизм та фітохромна система?
5. Охарактеризуйте процеси формування плодів та насіння, проростання насіння.
6. Наведіть основні принципи культури ізольованих зародків, органів, тканин, клітин, протопластів.

Лабораторна робота 21. Захисна дія цукрів на білки протоплазми при дії низьких температур

При дії низьких температур білки коагулюють. Випадання осаду білку із витягці рослинної тканини є показником її пошкодження. Сахароза стабілізує нативну структуру білка, тим самим захищаючи його від пагубної дії негативних температур.

Мета заняття: визначити стабілізуючу дію сахарози на нативну структуру білка під впливом негативних температур.

Обладнання і матеріали. Бульби картоплі, тертка; конічна колба; марля; 1 М та 0,5 М розчини сахарози; дистильована вода; 3 пробірки; піпетки на 5 мл; лід із сіллю у співвідношенні 3:1.

Хід роботи:

1. Натерти картоплю на тертку, віджати сік через подвійний шар марлі, профільтрувати в конічну колбу. Після відстоювання, коли утвориться осад крохмалю, відібрати рідину.
2. У три пробірки налити по 3 мл соку, пронумерувати пробірки.
3. У першу пробірку додати до соку 2,5 мл води, у другу – додати до соку 2,5 мл 1 М розчину сахарози.
4. Перші дві пробірки занурити у суміш лід-сіль (3 : 1) на 20 хвилин, третя пробірка – контроль (залишається при кімнатної температурі).
5. Пробірки витягнути з льоду, помістити у стакан з теплою водою та, не струшуючи, прослідкувати за утворенням пластівців коагульованого білку клітинного соку. Зробити рисунок пробірок та занести у таблицю:

Контроль (кімнатна температура)	Дослід (льод)	
Клітинний сік	Клітинний сік + вода	Клітинний сік + сахароза

6. Зробити висновки про захисну дію сахарози при замерзанні рослинних тканин.

Питання для контролю

1. Поясніть і розкрийте поняття «стійкість, витривалість, адаптація, стрес» рослин, їх типологію.
2. Розкрийте особливості перебігу стресу в рослинах. Охарактеризуйте типові стресові реакції на різних рівнях організації.
3. Охарактеризуйте механізми холодо-, зимо- та морозостійкості, загартовування рослин.
4. Поясніть шкідливу дію засолення ґрунтів. Охарактеризуйте солестійкість.
5. Охарактеризуйте механізми стійкості рослин до радіації.
6. Охарактеризуйте механізми стійкості рослин до важких металів.

Лабораторна робота 22.

Визначення жаростійкості рослин (за Ф. П. Мацковим)

При підвищенні температури вище від оптимальної у рослинах порушується обмін речовин і як слідство цього – накопичуються речовини, отруйні для рослин. При більш високих температурах різко підвищується проникність цитоплазматичних мембран, а потім настає коагуляція білків та відмирання клітин.

Якщо піддати лист дії високих температур, а потім занурити у слабкий розчин соляної кислоти, то пошкоджені та мертві клітини набувають бурого забарвлення у результаті вільного проникнення у них кислоти, яка викликає перетворення хлорофілу у феофітин. Неушкоджені клітини залишаються зеленими. У рослин, які мають кислий клітинний сік феофітинізація може статися і без обробки соляною кислотою, бо при порушенні напівпроникності тонопласту, органічні кислоти проникають з клітинного соку у цитоплазму та витісняють магній з молекули хлорофілу.

Мета заняття: визначити ступінь жаростійкості різних рослин.

Обладнання і матеріали. Листя різноманітних рослин однакового розміру, водяна баня, чашки Петрі або кристалізатори; 0,2 н. розчин HCl, термометр.

Хід роботи:

1. Нагріти водяну баню до 40 °С та занурити у неї по 5 листків кожного виду рослин, які досліджуються, та витримати у воді 20 хвилин, підтримуючи температуру на рівні 40 °С.
2. Витягнути по 1 листку кожного виду рослин, помістити у чашку Петрі з холодною водою.
3. Підняти температуру водної бані до 45 °С і через 10 хвилин витягнути ще по 1 листку і перенести у нову чашку.
4. Так поступово довести температуру до 60 °С, беручи проби через кожні 10 хвилин при підвищенні температури на 5 °С.
5. Замінити воду у чашках Петрі на 0,2 н. НСІ і через 10 хвилин врахувати ступінь пошкодження листка за кількістю бурих плям, що з'явилися.
6. Результати занести у таблицю, позначити відсутність побуріння знаком «-», слабе побуріння «+», побуріння більше 50% площі листка – «++» та повне побуріння – «+++».

Вид рослин	Ступінь пошкодження листків при температурі				
	40°	45°	50°	55°	60°

7. Зробити висновки про ступінь пошкодження листків різних рослин високою температурою.

Питання для контролю

1. В чому полягає шкідлива дія ґрунтової та атмосферної посухи?
2. Охарактеризуйте механізми посухостійкості рослин.
3. Опишіть пристосування ксерофітів до посухи.
4. Охарактеризуйте механізми шкідливої дії гіпероптимальних температур та жаростійкості рослин.
5. Охарактеризуйте механізми стійкості рослин до фітопатогенів.

СПИСОК РЕКОМЕНДОВАНОЇ ЛІТЕРАТУРИ

Основна

1. Макрушин М. М., Макрушина Є. М., Петерсон Н. В., Мельников М. М. Фізіологія рослин. За ред. професора М. М. Макрушина. Підручник. Вінниця : Нова Книга, 2006. 406 с.
2. Мусієнко М. М. Фізіологія рослин: Підручник, 2-ге видання, доповнене і перероблене. К. : Либідь, 2005. 808 с.
3. Фізіологія рослин: практикум / О. В. Войцехівська, А. В. Капустян, О. І. Косик та ін. За заг. ред. Т. В. Паршикової. Луцьк : Терен, 2010. 420 с.

Допоміжна

1. Власенко М. Ю., Вельямінова-Зернова Л. Д., Мацкевич В. В. Фізіологія рослин з основами біотехнології. Біла Церква : вид-во Білоцерківського державного університету, 2006. 504 с.
2. Клітинні механізми адаптації рослин до несприятливих впливів екологічних чинників у природних умовах. Під. ред. О. М. Кордюм. Київ : Наук. думка, 2003. 226 с.
3. Кобилецька М. С. Біохімія рослин : навч. посіб. / М. С. Кобилецька, О. І. Терек; Львів. нац. ун-т ім. І. Франка. Львів : ЛНУ ім. І. Франка, 2017. 269 с.
4. Коць С. Я. Мінеральні елементи і добрива в живленні рослин / С. Я. Коць, Н. В. Петерсон. К. : Логос, 2009. 182с.
5. Колупаєв Ю. Є. Основи фізіології стійкості рослин: Курс лекцій. Харків, 2010. 121 с.
6. Скляр В. Г., Злобін Ю. А. Екологічна фізіологія рослин. За ред. Ю. Л. Злобіна. Суми : Університетська книга, 2015. 271 с.
7. Терек О. І. Ріст і розвиток рослин: навчальний посібник / О. І. Терек, О. І. Пацула. Львів. : ЛНУ імені Івана Франка, 2011. 328 с.
8. Фізіологія рослин: досягнення та нові напрямки розвитку / Ін-т фізіології рослин і генетики НАН України, Укр. т-во фізіологів рослин ; голов. ред. акад. НАН України В. В. Моргун. Київ: Логос, 2017. 671 с.

Навчальне видання

ФІЗІОЛОГІЯ ТА БІОХІМІЯ РОСЛИН

методичні вказівки до лабораторних робіт
для здобувачів першого (бакалаврського) рівня
вищої освіти за ОПІ Біологія

Укладачі:

Ружицька Ольга Миколаївна

Якуба Ірина Петрівна

Назарчук Юлія Сергіївна

В авторській редакції

Підписано до друку 18.10.2024. Формат 60x90/16
Обсяг 4,3 ум. друк. арк. Наклад 100 прим.
Зам. № 24/032

Видавець і виготовлювач С.Л. Назарчук
Свідоцтво суб'єкта видавничої справи
ДК № 7024 від 23.12.2019
65009, Одеса, Фонтанська дорога, 10.
Тел.: 050 905 23 77. E-mail: selen_odessa@ukr.net