

МЕЛІТОПОЛЬСЬКИЙ ДЕРЖАВНИЙ ПЕДАГОГІЧНИЙ УНІВЕРСИТЕТ

КАФЕДРА БОТАНІКИ

**МЕТОДИЧНІ РЕКОМЕНДАЦІЇ ДЛЯ
ЛАБОРАТОРНИХ ЗАНЯТЬ З ДИСЦИПЛІНИ
„ФІЗЮЛОГІЯ РОСЛИН”**

МЕЛІТОПІЛЬ – 2007

Методичні рекомендації до лабораторних занять з дисципліни "Фізіологія рослин"/ Укладачі: Солоненко А.М., Разнополов О.М., Васін В А, Писанець З.Г., Подорожний С.М. - Мелітополь, 2007. - 66 с.

У посібнику викладені методичні рекомендації до проведення лабораторних робіт, які охоплюють основні розділи програми курсу фізіології рослин: фізіологію рослинної клітини, водообмін рослин, фотосинтез, мінеральне живлення, дихання, ріст, розвиток та стійкість рослин. Посібник розрахований для студентів педагогічних вищих навчальних закладів природничих спеціальностей.

Рецензенти:

В.О. Лях – завідувач кафедри садово-паркового господарства та генетики рослин Запорізького національного університету, доктор біологічних наук, професор

О.Б. Расторгуєв – заступник директора з наукової роботи Інституту зрошуваного садівництва ім. М.Ф. Сидоренка УААН, кандидат сільськогосподарських наук

Рекомендовано науково-методичною радою Мелітопольського державного педагогічного університету, протокол № 7 від "25" травня 2007 р.

ЗМІСТ

ВСТУП	3
РОЗДІЛ 1. ФІЗІОЛОГІЯ РОСЛИННОЇ КЛІТИНИ	4
Робота 1.1. <i>Якісне визначення вуглеводів в рослинних тканинах.</i>	4
Робота 1.2. <i>Якісні реакцій на жири.</i>	6
Робота 1.3. <i>Добування рослинного білка і вивчення його властивостей.</i>	6
Робота 1.4. <i>Утворення амілази при проростанні насіння.</i>	8
Робота 1.5. <i>Виявлення дубильних речовин в рослинах.</i>	8
Робота 1.6. <i>Виявлення алкалоїдів в рослинах.</i>	9
Робота 1.7. <i>Кислотний гідроліз крохмалю.</i>	9
Робота 1.8. <i>Ферментативний гідроліз крохмалю амілазою.</i>	10
Робота 1.9. <i>Спостереження за рухом цитоплазми, вплив світла, температури, спирту, АТФ та ДНФ на швидкість руху цитоплазми.</i>	12
Робота 1.10. <i>Явище плазмолізу та деплазмолізу в рослинних клітинах, різні форми плазмолізу.</i>	12
Робота 1.11. <i>Визначення осмотичного тиску клітинного соку * плазмолітичним методом (за де-Фрізом) .</i>	12
Робота 1.12. <i>Вплив температури на проникність мембран.</i>	16
Робота 1.13. <i>Вплив іонів калію та кальцію на в'язкість цитоплазми * (ковпачковий плазмоліз).</i>	17
Робота 1.14. <i>Проникливість живої та мертвої протоплазми для * клітинного соку.</i>	18
Робота 1.15. <i>Виготовлення штучної клітини "Траубе".</i>	18
Робота 1.16. <i>Явище тургору.</i>	19
Контрольні запитання і задачі до теми.	21
РОЗДІЛ 2. ВОДНИЙ РЕЖИМ РОСЛИН	23
Робота 2.1. <i>Визначення інтенсивності транспірації ваговим методом.</i>	23
Робота 2.2. <i>Визначення інтенсивності транспірації на торсійних терезах.</i>	24
Робота 2.3. <i>Явище кореневого тиску. Визначення інтенсивності поглинання рослиною води за допомогою потометру.</i>	25
Робота 2.4. <i>Явище гутації. Вплив умов навколишнього середовища на процес гутації у рослин.</i>	26
Робота 2.5. <i>Визначення вмісту води і сухої речовини у рослинах.</i>	27
Контрольні запитання і задачі до теми.	29
РОЗДІЛ 3. ФОТОСИНТЕЗ	32
Робота 3.1. <i>Отримання спиртової витяжки суміші пігментів.</i>	32
Робота 3.2. <i>Поділ пігментів методом хроматографії на папері (у висхідному потоці).</i>	33
Робота 3.3. <i>Поділ пігментів за методом Крауса.</i>	33
Робота 3.4. <i>Дія луку на хлорофіл.</i>	34
Робота 3.5. <i>Одержання феофітину і зворотне відновлення металоорганічного зв'язку.</i>	35
Робота 3.6. <i>Зняття спектрів поглинання спиртових витяжок пігментів.</i>	35
Робота 3.7. <i>Виділення кисню на світлі гілочками водяних рослин, та виявлення впливу температури та освітлення на інтенсивність фотосинтезу.</i>	36

Робота 3.8. Флуоресценція хлорофілу.	38
Робота 3.9. Фотосенсибілізуюча дія хлорофілу.	38
Робота 3.10. Кількісне визначення хлорофілу в листках рослин за допомогою фотоелектроколориметру.	39
Контрольні запитання і задачі до теми.	42
РОЗДІЛ 4. МІНЕРАЛЬНЕ ЖИВЛЕННЯ РОСЛИН	44
Робота 4.1. Мікрохімічний аналіз золи рослин	44
Робота 4.2. Ріст коренів пшениці в розчині чистої солі й у суміші чистих солей.	46
Робота 4.3. Антагоністичний вплив іонів калію і кальцію на цитоплазму рослинної клітини	47
Робота 4.4. Виявлення нітратів в рослинах	49
Контрольні запитання і задачі до теми.	50
РОЗДІЛ 5. ДИХАННЯ ТА БРОДІННЯ	52
Робота 5.1. Виявлення поглинання повітря під час дихання насіння, яке проростає.	52
Робота 5.2. Спиртове бродіння.	52
Контрольні запитання і задачі до теми.	54
РОЗДІЛ 6. РІСТ І РОЗВИТОК РОСЛИН.	56
Робота 6.1. Визначення зони росту стебла та кореня.	56
Робота 6.2. Вплив гетероауксину на ріст кореня.	57
Робота 6.3. Гідротропізм.	58
Робота 6.4. Геотропізм.	58
Робота 6.5. Спостереження за ростом за допомогою ауксанометра.	59
Робота 6.6. Спостереження фототаксису.	59
Контрольні запитання і задачі до теми.	61
РОЗДІЛ 7. СТІЙКІСТЬ РОСЛИН.	63
Робота 7.1. Захисна дія цукру на протоплазму.	63
Робота 7.2. Визначення жаростійкості рослин (по Ф.Ф. Мацкову).	64
Контрольні запитання і задачі до теми.	64
Список рекомендованої літератури.	66

Вступ

Методичні рекомендації складені для студентів природничих спеціальностей вищих навчальних закладів, які вивчають курс фізіології рослин. Лабораторні заняття з фізіології рослин ставлять за мету закріплення і розширення знань студентів теоретичного курсу цієї дисципліни.

Для майбутнього вчителя біології дуже важливим є наявність не лише ґрунтовної теоретичної підготовки, а й набуття навичок експериментальної роботи для постановки дослідів на уроках ботаніки та факультативних заняттях з біології. В процесі виконання практичних завдань студенти набувають навичок експериментальної роботи, оволодівають методами дослідження в області фізіології рослин. Зрештою, лабораторні заняття з фізіології рослин повинні прищепити студентам навички та інтерес до самостійної науково-дослідної роботи.

В лабораторному практикумі представлено роботи, що висвітлюють всі основні розділи діючої базової програми з курсу "Фізіологія рослин": хімічний склад рослинного організму та фізіологія рослинної клітини, водний обмін, фотосинтез, мінеральне живлення, дихання рослин, стійкість, ріст та розвиток рослин.

До кожної роботи для кращого розуміння студентами практичного матеріалу наведено теоретичне пояснення теми, детально описана методика постановки дослідів, наведено вказівки, як оформити результати (форми таблиць, формули для розрахунків тощо). Відсутність опису очікуваних результатів та готових висновків розвиває самостійність студентів і сприяє більш міцному засвоєнню знань.

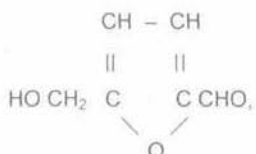
Наявність ілюстрацій у посібнику дає змогу студентам значно полегшити засвоєння матеріалу. Кожний розділ завершується контрольними запитаннями і задачами, які призначені для самостійної роботи студентів та використання на колоквіумах.



Проба Моліша.

До 2-3 мл витяжки, яка досліджується, додають 2-3 краплі 10%-ного спиртового розчину α -нафтолу та додають 2-3 мл концентрованої сірчаної кислоти (останню треба додавати обережно, для того щоб рідина не змішувалась. Сірчана кислота, тому що вона важка, розміщується внизу пробірки. На межі між рідинами утворюється червоно-фіолетовий шар, при збовтуванні вся рідина зафарбовується в цей колір.

Реакція відбувається завдяки утворенню окису метилфурфуролу, який має формулу:



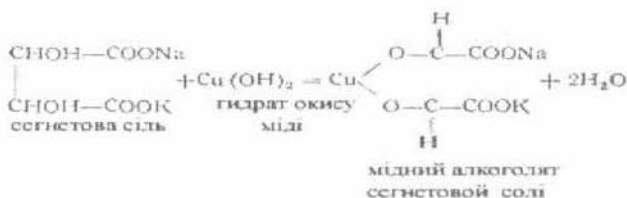
і вступає в реакцію з α -нафтолом (ця проба загальна для всіх гексоз) з утворенням червоно-фіолетового шару на межі двох рідин.

У висновках вказати, які реакції є якісними для виявлення моносахарів.

Виявлення дисахаридів. Для отримання дисахаридів необхідно проробити наступну роботу. Коренеплід цукрового буряка натерти на терку в плоску чашку, додати вдвоє більше води, ретельно розмішати і витримати на протязі 25-30 хв. Потім процідити сік через марлю.

Для виявлення у фільтраті дисахаридів (сахарози) необхідно: взяти дві пробірки і налити в них по 2 мл отриманої витяжки. З однією пробіркою проробити реакцію з фелінговою рідиною, для чого в пробірку з витяжкою додати 5 мл фелінгової рідини і прокип'ятити її.

Фелінгова рідина являє собою суміш розчинів мідного купоросу, їдкого натрію та сегнетової солі. Гідрат окису міді, який утворюється в розчині, реагуючи з сегнетовою сіллю дає її мідний алкогольат:



Фелінгова рідина при взаємодії з відновлюючими цукрами руйнується, при цьому спостерігається випадання цегляно-червоного осаду окису міді (I) Cu_2O .

В другу пробірку додати піпеткою 2 краплі концентрованої сірчаної кислоти, яка гідролізує сахарозу, і на протязі 30хв кип'ятити на водяній бані, після чого нейтралізувати вміст пробірки 1 мл 10%-ного розчину соди.

Звернути увагу на різницю в кількості утвореного цегляно-червоного осаду в першому та другому варіанті. Зробити відповідні висновки.

Для виявлення і ознайомлення з властивостями крохмалю необхідно, очистити 1-2 картоплини, натерти їх на терці. Отриману масу облити невеликою кількістю води, відцідити її через марлю в стакан і дати відстоятися. Коли вся муť осяде на дно, зливають верхній шар рідини і декілька разів, ретельно перемішуючи скляною паличкою, промивають водою. При цьому кожен раз дають рідині відстоятися і

зливають воду. Потім отриманий осад висушують. Порошок, який утворився, буде не що інше, як крохмаль.

Насипати в пробірку 1 г крохмалю в пробірку з 10 мл води, ретельно потрусити пробірку та дати відстоятися. Спостерігати швидке просвітлення каламутної води. Зробити висновки про розчинність крохмалю у холодній воді.

Долити в пробірку з крохмалем 30 мл гарячої води, розмішати скляною паличкою та прокип'ятити (кип'ятити до тих пір, поки рідина не стане більш менш прозорою). Спостерігати утворення в пробірці розчину, який має вигляд студня. Зробити висновок про розчинність крохмалю у гарячій воді.

Охолодити крохмальний клейстер, та капнути на його поверхню декілька крапель розчину J в KJ. Спостерігати посиніння в районі попадання розчину J в KJ на крохмаль. При нагріванні цей колір зникає і повертається знову при охолодженні.

Оформити висновки відносно хімічних та фізичних властивостей вуглеводів рослинного організму.

Робота 1.2. Якісні реакції на жири

Мета роботи: в результаті пророблених дослідів ознайомитися з якісними реакціями на рослинні жири.

Обладнання та матеріали: мікроскопи, предметні та накривні скельця, бритва, препарувальні голки, насіння олійних культур, олія, розчин барвника судан III.

Основні відомості. Ліпіди – це велика група різноманітних речовин, до складу яких входять жири і ліпоїди (жироподібні речовини). Ліпіди не розчиняються у воді, але розчиняються у ефірі, спирті, бензині. Усі природні жири є сполуками триатомного спирту – гліцерину і високомолекулярних органічних кислот – олеїнової, пальмітинової, стеаринової, та ін. Жири є в кожній рослинній клітині. Як запасні речовини вони накопичуються в насінні і в плодах багатьох рослин.

Біологічна роль ліпідів різноманітна. Жири, як і вуглеводи, є речовинами, при розщепленні яких вивільнюється енергія. Крім енергетичної жири виконують будівельну та захисну функції. Ліпіди також відіграють важливу роль у проникненні речовин у клітину.

Хід роботи

Жири найкраще виявляти в насінні олійних культур (рицина, соняшник, конопля). Для цього роблять бритвою зрізи насіння і розглядають їх під мікроскопом. Краплі жиру спостерігаються у вигляді блискучих кульок навіть без забарвлення препаратів. Для того, щоб переконатися в тому, що це насправді жир треба на виготовлений зріз із зародка насіння помістити в розчин барвнику судан III на предметному склі і витримати на протязі 10-20 хв. Далі зріз переносять у гліцерин і розглядають під мікроскопом. Спостерігати забарвлення крапель жиру в червоний колір, що і є якісною реакцією на жири. Замалювати побачене в зошиті.

Зробити відповідні висновки.

Робота 1.3. Добування рослинного білка і вивчення його властивостей

Мета роботи: ознайомитися із методикою добування рослинного білку, та його властивостями.

Обладнання та матеріали: техніхімічні терези з різноважками, фарфорові ступки, спиртівки, штативи з пробірками, колби місткістю 100 мл, лійки, фільтрувальний папір, горохова мука, 10%-ий розчин $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, слабкий і концентрований розчин NaCl, суха сіль NaCl, концентровані кислоти HNO_3 , HCl, H_2SO_4 , слабкий розчин CuSO_4 , 10%-ий розчин NaOH, 0,1%-ий спиртовий розчин нігіндрину.

Основні відомості. Серед органічних речовин, які містяться в клітині, найважливішу роль відіграють білки. Це азотовмісні високомолекулярні органічні сполуки, характерною особливістю яких є те, що вони мають пептидні (амідні) зв'язки і під час гідролізу розщеплюються на амінокислоти. Усі ферменти (біокаталізатори), що зумовлюють процеси обміну речовин у рослинах, є білками. Завдяки білкам реалізується генетична інформація.

У рослинах багато білка міститься в насінні, особливо бобових і олійних культур, наприклад, гороху, квасолі, соняшника та ін. Із насіння цих рослин легко добувають препарати білків і використовують для вивчення хімічного складу, будови та інших властивостей цих важливих речовин.

Хід роботи

3-5 г горохової муки висипати у колбу місткістю 100 мл, долити 20-30 мл 10%-го розчину $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, закрити колбу пробкою і збовтувати на протязі 3 хв. Далі вміст колби відфільтрувати крізь фільтр змочений розчином сульфату амонію. Якщо фільтрат не прозорий, його знову фільтрують.

У здобутому колоїдному розчині міститься білок глобулін (легумін), з яким проводять такі реакції:

1. Вивчити нерозчинність цього білка в воді. Для цього налити у пробірку 1 мл добутого білкового препарату і додати надлишок води; при цьому утворюється каламуть внаслідок випадання в осад глобуліну. Якщо в розчин додати слабкого розчину нейтральної солі $[\text{NaCl}, (\text{NH}_4)_2\text{SO}_4]$, каламуть зникає в результаті розчинення осаду глобуліну.
2. Демонстрація того, як під дією концентрованих розчинів нейтральних солей висолюються білки. До 2-3 мл розчину білку в пробірці додати концентрований розчин NaCl або суху сіль. Коли концентрація розчину досягне приблизно 50%, глобулін почне випадати в осад, а розчин стане каламутним. Якщо знову в пробірці зменшити концентрацію солі додаванням води, то осаджений білок знову розчиниться.
3. Кип'ятіння і дія концентрованих мінеральних кислот (HNO_3 , HCl , H_2SO_4) зумовлюють необоротний стан, так звану коагуляцію білка. В дві пробірки наливають по 2-3 мл розчину білка. Одну пробірку поступово нагріти на спиртівці до кипіння, а в другу додати трохи концентрованої кислоти. В обох пробірках утворюється осад, який не розчиняється при додаванні розчину солі.

З рештою розчину провести якісні реакції на виявлення білків.

Біуретова реакція. До розчину білка додати 10%-го розчину NaOH . Далі краплями додати слабкого розчину CuSO_4 . Осад гідроксиду міді (II), що при цьому утворюється, при наявності білка розчиняється і забарвлює речовину у фіолетовий колір, бо в молекулі білка є пептидний зв'язок ($-\text{C}-\text{N}-$) Біуретову



реакцію дають усі білки, а також продукти їхнього гідролізу – пептони та поліпептиди.

Нінгідринова реакція на α -амінокислоти. В пробірку налити 1 мл розчину білка і 1 мл 0,1%-го розчину свіжо виготовленого нінгідрину. Суміш обережно нагріти на полум'ї спиртівки, весь час обертаючи пробірку. Під час охолодження утворюється синє забарвлення. Ця реакція пов'язана з наявністю в молекулі білка NH_2 -груп в α -положенні вільних і зв'язаних амінокислот.

Ксантопротеїнова реакція. До розчину білка в пробірці долити кілька крапель міцної HNO_3 . Відбувається коагуляція білка. Осад і розчин при цьому забарвлюється в жовтий колір. Ця реакція залежить від наявності в молекулі білка угруповань, що містять бензольні кільця.

Записати висновки про фізичні властивості білка та про якісні реакції на білки із написанням відповідних рівнянь реакцій.

Робота 1.4. Утворення амілази при проростанні насіння

Мета роботи: на основі проробленої роботи з'ясувати, як впливають ферменти, які утворюються в пророслому насінні, на крохмаль.

Обладнання та матеріали: чашки Петрі, скальпель, пінцет, водяна баня, колба з желатиново-крохмальним клейстером, проросле і непроросле насіння пшениці, слабкий розчин J в KJ.

Основні відомості. Насіння містить в собі велику кількість запасних поживних речовин – білків, жирів, вуглеводів та ін. При проростанні насіння складні запасні речовини при участі ферментів перетворюються на більш прості, які використовуються в процесі росту і дихання. Ферменти можуть діяти не тільки в тій клітині, яка їх виробляє, а й поза нею, переміщуючись в інші клітини або дифундуючи в зовнішнє середовище. Для того щоб спостерігати швидке виділення ферментів із клітин насіння злаків, необхідно розрізати зернівки, так як насіннєва шкірка та оплодень завдають опору дифузії речовин.

Хід роботи

На водяній бані, наповненій на $\frac{1}{4}$ водою, розігріти колбу з сумішшю желатину з крохмальним клейстером і витримати колбу до повного розрідження її вмісту. На дно чашок Петрі налити тонким рівним шаром розріджений желатин з крохмалем і дати охолонути. Потім взяти декілька насінин, які проросли, розрізати, скальпелем їх навпіл і змочивши водою розкласти насінини зрізом вниз на желатинову пластинку, злегка притискуючи. Для контролю зробити те саме із насінням, яке не проросло. Закрити чашки Петрі кришками, щоб не було підсихання. Через 30-40хв обережно зняти пінцетом насінини, викинути їх і облили желатинові пластинки слабким розчином йоду. Спостерігати за повним зафарбуванням у синій колір пластинок з контрольним насінням і часткове не зафарбування тих ділянок дослідних желатинових пластинок, на яких лежало проросле насіння.

Записати висновки, в яких відобразити причини різної дії пророслого і непророслого насіння, із указанням причин та написанням формул.

Робота 1.5. Визначення дубильних речовин в рослинах

Мета роботи: ознайомитися із методикою виявлення дубильних речовин у рослин, та виявленням їх відносної кількості.

Обладнання та матеріали: піпетка, біла фарфорова тарілка, пробірки, спиртівка, гострий ніж, скляна паличка, розчин хлорного заліза, дубильні рослини (різні види *Polygonum*, *Rheum*, листя та гали дубу)

Основні відомості. Характерною реакцією на дубильні речовини є почорніння рослинного матеріалу при обробці слабким розчином будь-якої залізистої солі, наприклад хлорного заліза (утворюються чорнила).

Хід роботи

Для виявлення дубильних речовин в корі, або сухих частинах рослин треба взяти шматочок рослинного матеріалу величиною з горошину прокип'ятити на спиртівці у пробірці з 5-6 мл води і до витяжки додають 1-2 краплі хлорного заліза.

Для виявлення дубильних речовин в соковитих частинах рослин треба за допомогою ручного пресу выдавити краплю соку на білу фарфорову тарілку та додати краплю хлорного заліза. Або нанести краплю хлорного заліза на щойно зроблених зріз.

Отримані результати записати в таблицю (ступінь потемніння записати за допомогою слів "слабке", "середнє", "сильне").

Таблиця 1.5.1 - Виявлення дубильних речовин у різних органах рослин

Назва рослини	Частина рослини	Ступінь почорніння

На основі отриманих результатів зробити висновки про наявність та відносну кількість дубильних речовин в рослинах та їх різних органах.

Робота 1.6. Визначення алкалоїдів в рослинах

Мета роботи: ознайомитися із методикою виявлення алкалоїдів у рослин, та виявленням їх відносної кількості.

Обладнання та матеріали: біла тарілка, скляна паличка, розчин J в KJ, алкалоїдні рослини: белладонна, дурман, люпин.

Основні відомості. Червоно-бурий осад вказує на наявність алкалоїдів.

Хід роботи

Шматочок листка, коріння, або плоду розім'яти скляною паличкою на білій фарфоровій тарілці, до отриманої маси додати декілька крапель розчину йоду в йодистому калії.

Отримані результати записати в таблицю (кількість утвореного осаду записати за допомогою слів "багато", "середньо", "мало").

Таблиця 1.6.2 - Виявлення алкалоїдів у різних органах рослин

Назва рослини	Частина рослини	Кількість осаду

У висновках записати в яких рослинах найбільша кількість алкалоїдів.

Робота 1.7. Кислотний гідроліз крохмалю

Мета роботи: ознайомитися із процесом кислотного гідролізу крохмалю, виявити динаміку цього процесу.

Обладнання та матеріали: терези, спиртівка, колба на 100-150 мл, мірний циліндр, хімічний стакан, штатив з пробірками, градуйована піпетка, крохмаль, 20%-ний розчин соляної кислоти, розчин J в KJ, Na₂CO₃, фелінгова рідина.

Основні відомості. Крохмаль являє собою полісахарид (точніше суміш двох близьких полісахаридів – амілози та амілопектину) з емпіричною формулою

(C₆H₁₀O₅)_x · H₂O. Молекула крохмалю складається із великої кількості залишків глюкози, з'єднаних попарно в мальтози. Крохмаль нерозчинний в холодній воді, а в гарячій воді він утворює крохмальний клейстер. При кип'ятінні крохмального клейстеру з мінеральною кислотою крохмаль гідролізується до глюкози через ряд проміжних продуктів з поступовим зменшенням молекулярної маси, які мають назву декстрини. Прослідкувати за процесом гідролізу крохмалю можна за допомогою реакції з розчином

йоду, який зафарбовує крохмаль в синій колір, амілодекстрин – в фіолетовий, еритродекстрин – в червоний, ахродекстрин – в рожевий, а з мальтодекстрином і мальтозою зафарбування вже не відбувається (залишається жовтим).

Хід роботи

Приготувати 0,1% крохмальний клейстер. Для цього необхідно відважити 0,05 г крохмалю, висипати його в склянку, додати 10 мл води і ретельно перемішати. Налити в колбу 40 мл води, нагріти до кипіння та влити в неї вміст склянки, розбовтати, дати розчину ще раз закипіти а потім охолодити.

Поставити в штатив 6-7 пробірок. Відлити в першу пробірку 4-5 мл крохмального клейстеру. Додати в колбу 1,5 мл 20%-ної соляної кислоти та нагріти на спиртівці. При появі перших бульбашок (початок кипіння) відлити із колби 4-5 мл у другу пробірку. Продовжувати кип'ятити вміст колби, відливаючи через кожні 5-10 хвилин по 4-5 мл в наступні пробірки. Дати пробіркам охолонути, розбавити їх водою і додати по 5 крапель розчину J в KJ. При відсутності забарвлення йодом гідроліз можна вважати закінченим. З розчином, який залишився в колбі треба зробити реакцію на редуруючі цукри.

Результати записати в таблицю.

Таблиця 1.7.3 - Ступінь гідролізу крохмалю

Час гідролізу, хв.	0	5	10	15	20	25
Колір розчину						

Зробити висновки про причини зміни кольору розчину і вказати час, на протязі якого відбувся повний гідроліз крохмалю.

Робота 1.8. Ферментативний гідроліз крохмалю амілазою

Мета роботи: ознайомитися із процесом ферментативного гідролізу крохмалю, виявити динаміку цього процесу.

Обладнання та матеріали: солод, який містить фермент амілазу, 1% крохмальний клейстер, слабкий розчин йоду в йодистому калії, маленькі піпетки, штатив з пробірками, мірні пробірки, водяна баня, термометр, спиртівка.

Основні відомості. Під дією ферменту амілази крохмаль гідролізується через ті ж проміжні продукти (декстрини), які утворюються при кислотному гідролізі в чому легко впевнитися по реакції з розчином йоду. Амілаза широко поширена в рослинах. Активна амілаза знаходиться в солоді - подрібнених зернах злаків, які проросли.

Якщо налити в пробірки однакову кількість розчинів амілази і крохмального клейстеру, витримати їх при різних температурах і періодично робити проби з йодом то, по швидкості появи проміжних продуктів можна говорити наскільки активний фермент. Ферменти – біологічні каталізатори білкової природи. Під дією різноманітних факторів дія ферментів може посилюватись, послаблюватись, або зовсім зникати. В останньому випадку говорять про інактивацію ферменту, яка буває зворотною або незворотною. Кип'ятіння викликає незворотну інактивацію ферменту.

Хід роботи

За допомогою мірної пробірки налити в три пробірки, які попередньо були з етикетками "Ф-20" (буде залишатися при кімнатній температурі), "Ф-60" (буде витримана на водяній бані при температурі 60°C), "ФК" (буде прокип'ячена на спиртівці) по 5 мл крохмального клейстеру. Поставити одну пробірку "Ф-20" в перший ряд штативу, другу "Ф-60" - в другий, третю "ФК" - в третій.

В першу пробірку налити 2 мл солоду та залишити при кімнатній температурі, в другу також налити 2 мл солоду, та помістити її у водяну баню при температурі 60°C. Налити в чисту пробірку 2 мл солодової витяжки, прокип'ятити на спиртівці, а потім вилити її вміст в пробірку третього ряду "ФК". Через 40-60 хвилин внести в кожен пробірку по декілька крапель розчину йоду до появи яскравого забарвлення.

У висновках відбити результати і зробити висновки про причини різного забарвлення вмісту пробірок.

Робота 1.9. Спостереження за рухом цитоплазми, вплив світла, температури, спирту, АТФ та ДНФ на швидкість руху цитоплазми

Мета роботи: на основі особистих спостережень виявити різноманітні види руху цитоплазми, навчитися визначати швидкість руху цитоплазми, визначити, як впливають різні фактори на швидкість руху цитоплазми.

Обладнання та матеріали : мікроскопи, предметні скельця, накривні скельця, окуляр-мікрометр, об'єктив-мікрометр, хронометр, пінцети, препарувальні голки, електрична лампа, елодея, валіснерія, квітки традесканції, волоски кропиви, тепла вода, спирт.

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

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

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

Хід роботи

Для виявлення ротаційного руху цитоплазми, беруть гілку елодеї, відривають пінцетом біля верхівки 2-3 листочки, кладуть їх у краплину теплої води на предметному склі і накривають накривним скельцем. Виготовлений препарат ставлять на предметний столик мікроскопа і розглядають спочатку при малому (8^x), а потім при великому (40^x) збільшенні. Спостерігати як у клітинах біля оболонок по колу рухаються овальні тільця хлоропластів (Рис.1.9.1.). Для посилення руху у воду можна додати етилового спирту (5-6 крапель на 200 мл води).

Для визначення руху хлоропластів замість звичайного окуляру вставляють окуляр мікрометр, і зміщують його шкалу в напрямку руху хлоропластів, включають секундомір і відмічають час необхідний для проходження шляху в 10 поділок шкали одним з хлоропластів. (Визначення проводять у 8-10 кратній повторності). Швидкість руху цитоплазми обчислюють у мікрометрах за секунду. Попередньо треба встановити ціну поділки окуляр-мікрометра.

Аналогічним способом визначають швидкість руху цитоплазми у варіантах:

1. Під інтенсивним освітленням.
2. Із температурою води 28-30 °C.

3. Із додаванням АТФ.
4. Із додаванням ДНФ.
5. Із додаванням спирту.

Зробити відповідні висновки про вплив температури, освітлення, спирту, АТФ та ДНФ на швидкість руху цитоплазми.

Для визначення циркуляційного руху цитоплазми необхідно відірвати 2-3 тичинки у квітці традесканції, покласти їх у краплину води на предметному склі і накрити накривним скельцем. Спостерігати рух частинок цитоплазми в різних напрямках (Рис.1.9.2.).

Препарат вивчають при великому збільшенні мікроскопа. Замість тичинок традесканції можна використовувати волоски гарбуза або кропиви.

Заповнити таблицю, замалювати рисунки, зробити відповідні висновки.

Таблиця 1.9.4. Визначення швидкості руху цитоплазми під дією різних чинників

Варіант досліду	Час проходження хлоропластами 10 поділок шкали окуляр-мікрометра, с										Середній час, с	Середня відстань, мкм	Швидкість руху, мкм/с
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10			
При кімнатній температурі													
Під дією світла													
При t 28-30°C													
Під дією ДНФ													
Під дією АТФ													
Під дією спирту													

Робота 1.10. Явище плазмолізу та деплазмолізу в рослинних клітинах, різні форми плазмолізу

Мета роботи: на основі особистих спостережень виявити причини проходження плазмолізу та деплазмолізу в рослинних клітинах і виявити різноманітні форми плазмолізу.

Обладнання та матеріали: мікроскопи, предметні скельця, накривні скельця, пінцети, препарувальні голки, скляні палички, фільтрувальний папір, спиртівка, 1М розчин плазмолітика, склянка з водою, синьо забарвлена цибуля або червона капуста.

Основні відомості. Якщо на клітину подіяти гіпертонічним розчином то протопласт відокремиться від клітинної оболонки. Таке явище називається плазмолізом. Причиною плазмолізу є зменшення об'єму вакуолі через втрату внутрішньоклітинної води, під дією гіпертонічних розчинів або плазмолітиків: сахарози, KNO_3 , $NaCl$, KCl , $Ca(NO_3)_2$, концентрація яких більша ніж концентрація вакуолярного соку клітини.

В залежності від в'язкості цитоплазми і стадії проходження плазмолізу виділяють наступні форми плазмолізу (Рис.1.10.3.): при менш щільній цитоплазмі буде

спостерігатися спочатку плазмоліз в куточках клітин, потім опукла, при більш в'язкій - угнута, при ще щільнішій – спазматична (драглиста) .

Якщо клітину помістити у гіпотонічний розчин, то клітина повернеться до нормального осмотичного стану (*тургору*). Це явище має назву деплазмолізу та відбувається тому, що концентрація в клітинах вище ніж зовні і рідина рухатиметься до області більшої концентрації, при цьому цитоплазма насичуватиметься водою і займає попереднє положення.

Плазмоліз і деплазмоліз можливий лише у живої, нормально функціонуючої клітини.

У зів'ялих рослин плазмоліз не відбувається, натомість може спостерігатися явище *циторизу*, коли плазмалема не відокремлюється від клітинної оболонки, а клітина зменшується в розмірі (зморщується).

Явище плазмолізу добре спостерігати у рослин із забарвленим клітинним соком (епідерма червоної капусти, синьо забарвленої цибулі).

Хід роботи

Виготовити тоненький зріз шкірочки синьої цибулі, помістити його у краплю води на предметному склі, накрити накривним скельцем. Розглянути під мікроскопом забарвлені клітини при малому збільшенні (8^x). Потім взяти смужку фільтрувального паперу і прикласти його до краю накривного скла, а з іншого боку опустити декілька крапель розчину плазмолітика. Повторити цей прийом до повної заміни води розчином. При цьому весь час необхідно спостерігати у мікроскоп за тим, що буде відбуватися з протоплазмою клітини. Спостерігати явище плазмолізу.

Для виявлення явища деплазмолізу необхідно на препарати з плазмолізованими клітинами з одного боку покривельного скельця помістити декілька крапель води, а з іншого фільтрувальним папером відібрати розчин плазмолітика і спостерігати у мікроскоп за змінами, які відбуваються в клітинах.

Замалювати різні форми плазмолізу і деплазмолізу у клітини, стрілками показавши напрямок проходження цих процесів.

Виготовити ще один зріз шкірочки червоної цибулі, помістити його у краплю води на предметному склі, накрити накривним скельцем і вбити клітини нагріваючи препарат над вогнем спиртівки (нагрівати треба обережно не допускаючи повного випаровування води). Розглянути препарат під мікроскопом і виявити, чи відбуватиметься плазмоліз при додаванні гіпертонічного розчину. Зробити відповідні висновки.

Робота 1.11. Визначення осмотичного тиску клітинного соку плазмолітичним методом (за де-Фрізом)

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

Обладнання та матеріали: мікроскопи, предметні скельця, накривні скельця, пінцети, препарувальні голки, скляні палички, фільтрувальний папір, пробірки з пробками, олівець по склу, 1М розчин плазмолітика, склянка з водою, синьо забарвлена цибуля або червона капуста.

Основні відомості. Рослинна клітина поглинає з навколишнього середовища воду, мінеральні солі тощо. Різні за фізико-хімічними властивостями речовини поглинаються відповідними механізмами переносу їх крізь клітинні мембрани. При надходженні води в рослину велику роль відіграють такі фізико-хімічні фактори, як дифузія, осмос і електроосмос. Осмос - це дифузія речовин крізь напівпроникну мембрану, яка розділяє розчин і чистий розчинник або два розчини з різною концентрацією. Рух води в концентрований розчин крізь напівпроникну мембрану

обумовлює появу гідростатичного тиску в тій частині системи, куди рухається вода. Цей надлишковий гідростатичний тиск зі сторони розчину, який перешкоджає дифузії води, називають осмотичним тиском. Осмотичний тиск тим вищий, чим більша концентрація розчину. Проявом осмотичних властивостей рослинних клітин є явище *плазмолізу*.

Один з методів визначення осмотичного тиску рослинної клітини це плазмолітичний. Він ґрунтується на знаходженні ізотонічної концентрації зовнішнього розчину, тобто концентрації, яка є еквівалентною концентрації клітинного соку, знаючи яку можна обчислити осмотичний тиск клітинного соку за рівнянням Вант-Гоффа:

$$P = RCTi, \text{ де}$$

P – осмотичний тиск; R – універсальна газова стала = 0,0821 л. атм/град. моль; C – концентрація розчину в молях; T – абсолютна температура ($273+t^{\circ}\text{C}$); i – ізотонічний коефіцієнт. Для неелектролітів, наприклад для сахарози $i = 1$. Для електролітів величина i залежить від числа іонів, на які розпадаються молекула, і від ступеня дисоціації.

Таблиця 1.11.5 - Значення для розчинів NaCl

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

Для кожної клітини можна підібрати наступні розчини: 1) *гіпотонічний* – у якого осмотичний тиск менший, ніж осмотичний тиск клітинного соку; 2) *ізотонічний* – осмотичний тиск розчину, який дорівнює осмотичному тиску клітинного соку; 3) *гіпертонічний* – у якого осмотичний тиск більший за осмотичний тиск клітинного соку (викликає плазмоліз).

Хід роботи

Із вихідного 1М розчину плазмолітика приготувати по 10 мл розчинів із концентраціями від 0,1 до 0,7- молярного. Для цього треба виконати необхідні розрахунки і записати отримані дані в таблицю.

Таблиця 1.11.6 - Виготовлення розчинів плазмолітика різної концентрації

Концентрація розчину плазмолітика	Кількість мл на 10 мл розчину	
	Води	1 М розчину плазмолітика
0,7		
0,6		
0,5		
0,4		
0,3		
0,2		
0,1		

Отримані розчини розливають по пробіркам і закривають пробками для запобігання випаровування. Пробірки пронумерують і розміщують у порядку зменшення концентрації. Після цього в кожну пробірку поміщають зрізи з шкірочки синьої цибулі і валіснерії.

Після 20-хвилинного витримання зрізів у розчинах їх виймають, і скляною паличкою кладуть на предметне скло в краплину того самого розчину, накривають накривним скельцем і розглядають під мікроскопом. (розглядати в порядку зменшення концентрації). Поступово розглядаючи зрізи з усіх розчинів, встановлюють, при якій

концентрації настає початкова стадія плазмолізу, тобто коли цитоплазма тільки починає відставати по кутах від оболонки.

Визначивши ступінь плазмолізу клітин у кожному розчині, знаходять ізотонічну концентрацію – як середнє арифметичне між концентрацією при якій ще не спостерігається плазмоліз і концентрацією, яка спричинює його.

Результати спостережень (ступінь плазмолізу) записати в таблицю.

Таблиця 1.11.7 - Ступінь плазмолізу при різних концентраціях розчину плазмолітика

Концентрація розчину плазмолітика	Ступінь плазмолізу		Малюнок плазмолізу
	Цибуля	Валіснерія	

Ступінь плазмолізу записати словами "сильний", "слабий", "середній", "дуже сильний", "дуже слабкий".

Знаючи ізотонічну концентрацію обчислюють за рівнянням Вант-Гоффа осмотичний тиск клітинного соку об'єкту дослідження.

У висновках вказати на величину осмотичного тиску клітинного соку валіснерії і цибулі, пояснити різниці в значеннях осмотичного тиску залежності від виду, віку, місцезростання та ін.

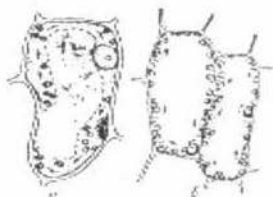


Рис. 1.9.1. Ротаційний (коловий) рух цитоплазми в клітинах;
а – елодеї;
б – валіснерії.

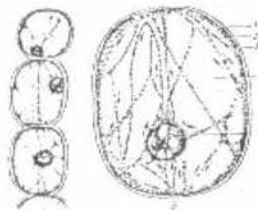


Рис. 1.9.2. Циркуляційний рух цитоплазми в клітинах волосків тичинкових ниток квіток традесканції
а – волосок тичинкової нитки;
б – окрема клітина під мікроскопом.
1 - оболонка; 2 - цитоплазма;
3 – лейкопласти; 4 – вакуоля; 5 – ядро.

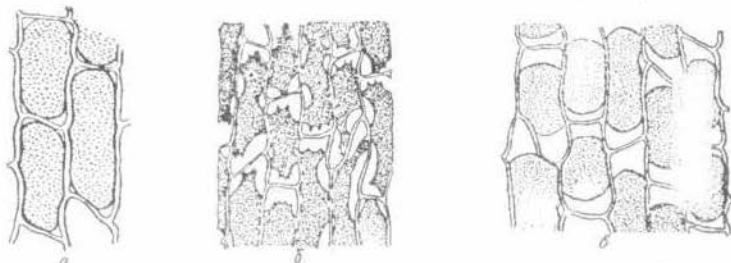


Рис. 1.10.3. Різні форми плазмолізу у клітинах шкірочки цибулі
а – початкова форма плазмолізу; б – увігнута форма плазмолізу; в – опукла форма плазмолізу.

Робота 1.12. Вплив температури на проникність мембран

Мета роботи: прослідкувати вплив температури на проникність мембран клітин столового буряка для речовин клітинного соку.

Обладнання та матеріали: стакани, свердла діаметром 5 мм, пробірки, термометри, гаряча вода, фарфорові стакани на 200 мм, фотоелектроколориметр (ФЕК), столовий буряк.

Основні відомості. Мембрани це система динамічних спеціалізованих структур, які забезпечують компартментацію, розмежування клітин та окремих органел, створюючи умови для нормального перебігу метаболічних процесів. Мембрани складають 2/3 сухої ваги клітин і побудовані головним чином з ліпідів та білків.

Мембранна система клітини складається із зовнішньої цитоплазматичної мембрани (плазмалемми), а також складного комплексу внутрішньоклітинних мембран (ендоплазматичної сітки, апарату Гольджі, тонопласта) та мембран клітинних органел – мітохондрій, пластид, ядра, лізосом та ін. При загальному плані будови кожна з цих мембран залежно від функцій, відрізняється за складом і властивостями.

Сучасна загальноприйнята модель – рідинно-мозаїчна, що запропонована у 1972 р. С. Сенджером і Дж. Ніколсоном. Згідно з їхньою теорією, мембрана – динамічна система, що утворена в'язкою ліпідною фазою, в яку занурені молекули білків (Рис.1.12.4.)

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

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

Завдяки своїм фізико-хімічним та структурним особливостям мембрани регулюють велику кількість метаболічних процесів як на поверхні клітини, так і в її компартментах.

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

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

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

Хід роботи

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

Таблиця 1.12.8 - Вплив температури води на проникність мембран

Варіант	Температура води, $t, ^\circ\text{C}$	Інтенсивність забарвлення рідини (візуальне спостереження)	Показники ФЕКу
Контроль	20		
1	30		
2	40		
3	50		
4	60		
5	70		

Побудувати графік залежності інтенсивності забарвлення розчину в пробірках від температури. Записати висновки з роботи.

Робота 1.13. Вплив іонів калію та кальцію на в'язкість цитоплазми (ковпачковий плазмоліз)

Мета роботи: на основі особистих спостережень виявити різноманітну дію іонів різних солей на колоїдні властивості цитоплазми.

Обладнання та матеріали : мікроскопи, предметні скельця, накривні скельця, пінцети, препарувальні голки, тонка скляна трубочка, спиртівка, олівець по склу, вазелін, сірники, листя традесканції або цибулина синьої цибулі, 1 М розчин KNO_3 та 0,7 М розчин $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$.

Основні відомості. Зовнішній шар цитоплазми (плазмалема) значно більш проникна, ніж розміщений на межі з клітинним соком тонопласт. Іони мінеральних солей здатні проникати через плазмалему в мезоплазму, викликаючи при цьому зміни її колоїдних властивостей, в тому числі і в'язкості. Про в'язкість цитоплазми можна говорити по формі плазмолізованого тонопласту: при більшій в'язкості вона погано відстає від оболонки, утворюючи на протязі довгого часу увігнуті поверхні (вгнутий плазмоліз), якщо ж в'язкість цитоплазми мала, то увігнутий плазмоліз швидко переходить в випуклий. Ковпачковий плазмоліз виникає під дією катіонів і аніонів солей (наприклад KNO_3), які проникають крізь плазмалему в мезоплазму. Крізь тонопласт ці солі майже не проникають або проникають дуже повільно. Накопичуючись у мезоплазмі, катіони солей спричиняють її розбухання, що виявляється в утворенні ковпачків на кінцях плазмолізованої клітини (Рис. 1.13.5.). Якщо ж проробити таку саму спробу з $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ то ковпачковий плазмоліз ми не побачимо, тому що іон кальцію виявляє протилежну дію на цитоплазму в порівнянні з іонами калію.

Хід роботи

Нанести на предметні скельця по краплі розчинів KNO_3 та розчинів $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ та підписати скельця. Помістити в розчини по шматочку епідермісу з забарвленим клітинним соком і закрити покрівельними скельцями. Щоб запобігти випаровування краї накривним скельцям треба змастити розрідженим вазеліном: набрати в скляну трубочку вазеліну, розігріти її над полум'ям спиртівки та обережно капати по краям покрівельного скельця. Розглянути препарати в мікроскоп і замальовувати найбільш характерні клітини.

У висновках вказати, як впливають іони калію та кальцію на властивості колоїдів цитоплазми.

Робота 1.14. Проникливість живої та мертвої протоплазми для клітинного соку

Мета роботи: на основі особистих спостережень виявити причини виходу клітинного соку із клітин.

Обладнання та матеріали: пробкові свердла, d-1,3-1,5 см, пробірки, градуйовані пробірки, спиртівка, сірники, столовий буряк, хлороформ, 30%-й розчин оцтової кислоти, 50%-й розчин етилового спирту, скельця, накривні скельця, пінцети, препарувальні голки, скляні палички, фільтрувальний папір, спиртівка, 1М розчин плазмолітика, склянка з водою, цибуля синього забарвлення або червона капуста.

Основні відомості. Цитоплазма живої клітини здатна утримувати деякі речовини, які містяться в клітинному соку, завдяки властивій мембрані живої клітини особливості – вибіркової проникності. Якщо клітину пошкодити високою температурою, міцними кислотами або будь-якими іншими факторами, то цитоплазма втрачає властивість вибіркової напівпроникності. Речовини, які містяться в клітинному соку, зможуть вільно виходити назовні. Таке явище добре спостерігається у клітинах, які містять забарвлену протоплазму.

Хід роботи

Поставити в штатив 5 пробірок, налити в три перших по 5 мл води, в третю додати 0,5 мл хлороформу, в четверту налити 5 мл 30% розчину оцтової кислоти, в п'ят – 5 мл 50% розчину етилового спирту. Пронумерувати пробірки.

Очистити столовий буряк, потім за допомогою пробкового свердла зробити п'ять брусочків довжиною 3 см. Вірізані бруски промити під проточною водою і помістити по одному в кожну із п'яти пробірок. Пробірку № 2 прокип'ятити над полум'ям спиртівки на протязі 3 хвилин, потім гарячу воду злити і налити в цю ж пробірку 5 мл холодної води.

Через 30 хвилин струшують всі пробірки і відмічають забарвлення рідини в кожній з них. Отримані результати записати в таблицю.

Інтенсивність забарвлення відмітити словами "рожева", "сильно рожева", "слабко рожева", "дуже сильно рожева" та "дуже слабо рожева".

Таблиця 1.14.9 - Ступінь проникності протоплазми при дії різних чинників

№ пробірки	Варіант досліду	Забарвлення рідини
1	Вода (контроль).	
2	Вода кип'ячена.	
3	Вода + хлороформ.	
4	30% р-н оцтової кислоти.	
5	50% р-н етилового спирту.	

У висновках з'ясувати причини різного ступеня забарвлення рідини в пробірках (враховуючи, що хлороформ – наркотик, а оцет та спирт – це отрута для живих тканин).

Робота 1.15. Виготовлення штучної клітини "Траубе"

Мета роботи: на основі роботи спостерігати утворення напівпроникної оболонки, з'ясувати причини та механізми цього явища.

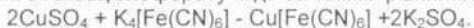
Обладнання та матеріали: мікроскопи, предметні скельця, накривні скельця, пробірки, градуйовані пробірки, піпетки, скляні палички, 0,5н розчин мідного купоросу, 1н, 0,5н, 1/16 розчини жовтої кров'яної солі, кристали жовтої кров'яної солі.

Основні відомості. Рослинна клітина нагадує цитоплазматичний мішечок всередині якого розташована центральна вакуоля, оточена тонопластом. Вакуоля – своєрідний резервуар, заповнений клітинним соком, до складу якого входять біля 98% води, різні солі, цукри, органічні кислоти та багато інших речовин.

Водорозчинні сполуки, які зумовлюють осмотичний потенціал клітинного соку, вибірково проникають поверхневих мембран цитоплазми, еластичність клітинної оболонки дають змогу розглядати клітинну оболонку, як своєрідний природний осмометр. Однією з найпростіших моделей рослинної клітини є "штучна" клітина Траубе.

Хід роботи

В чотири пробірки налити за допомогою градуйованої пробірки по 5 мл 0,5н розчину мідного купоросу. В першу пробірку піпеткою обережно по стінках пробірки наливають 2-3 краплі 1н розчину жовтої кров'яної солі. На поверхні краплі розчину $K_4[Fe(CN)_6]$ при попаданні її в розчин мідного купоросу утворюється напівпроникна плівка з гексацианоферату міді за таким рівнянням:



При цьому утворюється замкнений міхурець, який дістав назву "штучна" клітина Траубе (Рис. 1.15.6., 1.15.7.).

Плівка міхурця проникна для води, але непроникна для розчину солей. Концентрація розчину мідного купоросу зовні плівки нижче, ніж концентрація жовтої кров'яної солі всередині неї і тому вода починає надходити всередину утвореної "клітини". Розчин навколо клітини стає більш концентрованим завдяки втраті води і більш концентровані шари $CuSO_4$, як більш важкі, почнуть струмками опускатися на дно пробірки. Штучна "клітина" збільшується в об'ємі доти, поки концентрація в середині міхурця і біля нього не зрівняється.

Під час збільшення об'єму "штучної" клітини плівка часто не витримує тиску і рветься, на місці розриву при стиканні розчину $K_4[Fe(CN)_6]$ та розчину $CuSO_4$ знову утворюється перегородка і вода буде надходити в міхурець до нового розриву.

Таким самим способом налити в другу пробірку 2-3 краплі 0,5н розчину $K_4[Fe(CN)_6]$, спостерігати, що відбувається.

В третю пробірку налити 2-3 краплі 1/16н розчину $K_4[Fe(CN)_6]$ і спостерігати що відбувається.

В четверту пробірку опустити шпателем декілька кристалів жовтої кров'яної солі і не струшуючи 2-3 хвилини спостерігати, що відбувається в пробірці.

У висновках пояснити різний стан, форму і зміни "штучної" клітини в залежності від концентрації $K_4[Fe(CN)_6]$.

Робота 1.16. Явище тургору

Мета роботи: на основі роботи спостерігати утворення напівпроникної оболонки, з'ясувати причини та механізми цього явища.

Обладнання та матеріали: міліметрова лінійка, два циліндра або дві великі пробірки, широка чашка, ніж, концентрований розчин $NaCl$, бульби картоплі, мікроскопи.

Основні відомості. Рослинна клітина оточена клітинною стінкою, яка має певну еластичність і має розтягуватись. Вакуоль містить велику кількість осмотично активних речовин – цукрів, органічних кислот, солей. При вивченні осмотичних явищ в клітинах розглядають спрощену модель, в якій напівпроникна мембрана вважається як система, яка складається з плазмалемі і тонопласта одночасно. Оскільки мембрана вибірково проникна і вода проходить крізь неї значно легше, ніж речовини, розчинені в клітинному соці і цитоплазмі, при поміщенні клітини в воду, остання за законами осмосу буде надходити всередину клітини.

Силу, з якою вода проходить в клітину, називають *сисною силою* S . Вона тотожна водному потенціалу клітини. Величина сисної сили визначається *осмотичним тиском клітинного соку* P і *тургорним* (гідростатичним) *тиском* в клітині, який дорівнює протитиску клітинної стінки, що виникає при еластичному її розтяганні ($S = P - T$).

В умовах різної наводненості відношення між всіма компонентами цього рівняння змінюються. Коли клітина повністю насичена водою її сисна сила дорівнює нулю, а тургорний тиск дорівнює осмотичному: $S = 0$, $P = T$. При довгій нестачі вологи більшість клітин втрачають тургор і рослина зав'ядає. В таких умовах $T = 0$, $S = P$.

Хід роботи

Налити в один циліндр концентрованого розчину NaCl стільки, щоб товщина шару була не менше 1,5 см., а в інший - стільки ж чистої води. З бульби картоплі вирізати декілька брусочків довжиною 5 см і площею зрізу 36-49 мм^2 . Їх треба нарізати з паренхімної тканини (центральної частина, подалі від епідерми), не торкаючись провідних пучків. Брусочки ретельно вимірюють міліметровою лінійкою. Частину їх кладуть в концентрований розчин NaCl , а частину - в чисту воду. Через 1-1,5 години усі бруски картоплі виймають, кладуть у широку чашку і знову вимірюють. Звертають увагу на напруження тканини. Брусочки, які були в розчині NaCl , будуть в'ялими, і значно коротшими, ніж ті, які знаходились у воді, а ті бруски, які були у воді - трохи збільшаться в розмірах. Результати вимірювань записати в таблицю.

Таблиця 1.16.10. Розміри брусочків картоплі після утримання їх у воді та гіпертонічному розчині солі

Повторність	Довжина брусочків картоплі					
	До досліду		Після досліду		Різниця, мм	
	В розчині NaCl	В чистій воді	В розчині NaCl	В чистій воді	В розчині NaCl	В чистій воді
1						
2						
3						
Середнє арифметичне						

Зробити відповідні висновки, пояснивши причини зміни стану та розмірів брусочків картоплі в концентрованому розчині NaCl та в чистій воді.

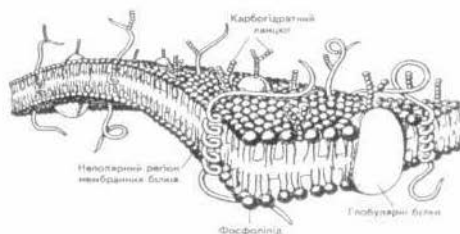


Рис. 1.12.4. Рідинно-мозаїчна модель мембрани

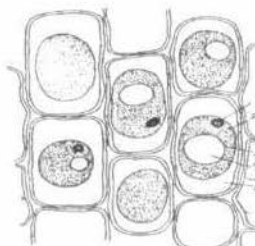


Рис. 1.13.5. Ковпачковий плазмоліз
1—ядро; 2—цитоплазма у вигляді ковпачка; 3—тонопласт; 4—вакуоля; 5—оболонка; 6—проміжок між (2 і 5)



Рис.1.15.6. Виготовлення „штучної“ клітини Траубе у пробірці

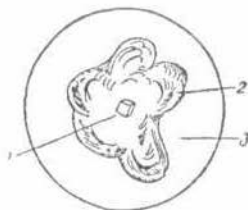


Рис.1.15.7. Виготовлення „штучної“ клітини Траубе під мікроскопом
1-кристали жовтої кров'яної солі;
2-напівпроникна осадова плівка гексоціаноферату міді;
3-краплина розчину сульфату міді.

Контрольні запитання і задачі до теми "Фізіологія рослинної клітини"

1. На які основні групи поділяють вуглеводи і яке значення вони мають у житті рослин ?
2. Які цукри належать до відновлюючих ?
3. Фелінга ? На чому ґрунтується реакція виявлення моноцукрів за допомогою реактиву
4. В колбу налили розчин крохмалю і прокип'ятили його. Потім розчин розділили на дві пробірки: в першу (без охолодження) і в другу (після охолодження до 25°C) додали декілька крапель розчину йоду в КJ. Чи зміниться забарвлення розчину в пробірках ? Відповідь обґрунтуйте.
5. У дві пробірки налили порівну солодової витяжки, яка містить фермент амілазу, а згодом додали крохмальний клейстер. Протягом 10 хв першу пробірку витримували при температурі 15°C , другу – при температурі 35°C . Після чого в обидві пробірки додали по декілька крапель слабкого розчину йоду в КJ. Вміст першої пробірки набув фіолетового кольору, а другої – жовтої. Як пояснити одержані результати ? Напишіть рівняння відповідних хімічних реакцій.
6. Яке значення мають ліпіди в житті рослин ?
7. За допомогою яких якісних реакцій можна виявити ліпіди в різних органах рослин ?
8. Пояснити вираз "Ферменти – це не тільки каталізатори, а і регулятори процесів обміну в рослині".
9. Пояснити, чому під впливом факторів зовнішнього середовища (t° , pH – середовища, іони металів тощо) змінюється активність ферментів.
10. Про що свідчить наявність руху цитоплазми в клітинах ?
11. Які основні типи руху цитоплазми вам відомі ?
12. Яке значення має в'язкість цитоплазми в житті рослинної клітини ?
13. Яку властивість живої цитоплазми можна вивчати на прикладі штучної моделі клітини Траубе ?
14. Яка мембрана характеризується більшою проникливістю для розчинених речовин – плазмалема чи тонопласт ?
15. Чи існує зв'язок між проникливістю цитоплазми та її в'язкістю ?
16. Дати визначення плазмолізу та вказати причини виникнення цього явища в рослинній клітині.
17. Чи здатні до плазмолізу мертві клітини ?
18. На чому ґрунтується плазмолітичний метод визначення осмотичного тиску ?

19. Які особливості рослинної клітини надають їй властивості осмотичної системи?
20. Дати пояснення до термінів "осмотичний тиск", "сисна сила", "тургорний тиск", "водний потенціал".
21. Клітина знаходиться в стані повного насичення водою. Осмотичний тиск клітинного соку дорівнює 8 атм. Обчисліть всисну силу цієї клітини.
22. Після занурення шматочка рослинної тканини в 10%-ний розчин сахарози концентрація останнього не змінилася. В якому напрямку зміниться концентрація 12%-ного розчину сахарози, якщо в нього помістили вище вказаний шматочок рослинної тканини? Відповідь поясніть.
23. Обчисліть тургорний тиск клітини, якщо відомо, що осмотичний тиск клітинного соку дорівнює 12 атм., а всисна сила клітини становить 5 атм.
24. Дві клітини контактують симпластно. В якому напрямку рухатиметься вода, якщо в першій клітині осмотичний тиск клітинного соку дорівнює 10 атм., тургорний тиск – 8 атм.; а в другій клітині відповідні показники становлять 15 і 12 атм.? Відповідь поясніть.
25. Клітина знаходиться в стані в'янення (початок плазмолізу). Визначте осмотичний тиск клітинного соку, якщо відомо, що всисна сила клітини дорівнює 5 атм.
26. З червоного буряка вирізали два однакових брускочки, ретельно промоили їх у проточній воді та помістили в пробірки: в першу додали воду кімнатної температури; вміст другої пробірки прокип'ятили протягом 5 хв.; в третю – додали декілька крапель спирту; в четверту – декілька крапель хлороформу. Поясніть різну інтенсивність забарвлення рідини в пробірках.
27. Клітина знаходиться в стані куткового плазмолізу. Чому будуть дорівнювати осмотичний тиск клітинного соку та тургорний тиск клітини, якщо відомо, що всисна сила клітини дорівнює 0,5 МПа?
28. Обчисліть осмотичний тиск клітинного соку (за рівнянням Вант-Гоффа), якщо відомо, що кімнатна температура становить 20°C, ізотонічна концентрація розчину NaCl дорівнює 0,5 М (ізотонічний коефіцієнт для 1М розчину NaCl становить $i = 1,62$).
29. Шкірочку цибулі занурили в склянку з дистильованою водою. В якому випадку клітини шкірочки цибулі будуть поглинати воду, а в якому не будуть?
30. В шість посудин налили розчин NaCl в таких концентраціях: 0,1; 0,2; 0,4; 0,6; 0,8; 1,0 М і помістили смужки картоплі довжиною 40 мм і приблизно однакові за шириною і товщиною. Через 30 хв. смужки повторно заміряли. Їхня довжина становила відповідно: 42, 44, 38, 35, 35, 35 мм. Поясніть отримані результати.

РОЗДІЛ 2. ВОДНИЙ РЕЖИМ РОСЛИН

Робота 2.1. Визначення інтенсивності транспірації ваговим методом

Мета роботи: ознайомитись із визначенням інтенсивності транспірації ваговим методом.

Обладнання та матеріали: центрифужні терези, технічні ваги і різноважки, торзійні терези, ножиці, міліметровий та фільтрувальний папір, пробірки, олія, дослідні рослини.

Основні відомості. Одним із рухів водної течії по рослині є верхній кінцевий двигун. Його робота базується на основі процесу транспірації. *Транспірація* – це процес випаровування води надземними органами рослини. Вона буває продиховою та кутикулярною. Транспірація – складний фізіологічний процес, який у житті рослини відіграє важливу роль. Завдяки транспірації вода надходить до рослини і рухається по ній. Транспірація захищає рослину від перегрівання, сприяє нормальному перебігу процесу фотосинтезу.

Транспірацію характеризують такі показники:

Інтенсивність транспірації – це кількість випаруваної води з одиниці листової поверхні в одиницю часу (і.т. виражається у грамах на 1 м^2 , 1 дм^2 , 1 см^2 за годину).

Відносна транспірація – це відношення інтенсивності транспірації до інтенсивності випаровування з вільної поверхні при тих же умовах; цей показник характеризує здатність рослини регулювати транспірацію (В.т. виражається у вигляді десятинного дробу або у відсотках і завжди менший одиниці).

Продуктивність транспірації – це кількість утвореної сухої речовини на 1 кг випаруваної води (в середньому вона становить 3 г сухої речовини при випаровуванні 1 кг води).

Хід роботи

Для визначення інтенсивності транспірації ваговим методом беруть зрізану гілку з листками або окремий листок з пеларгонії, герані чи іншої кімнатної рослини.

Перед дослідом під водою поновлюють зріз на гілці або черешку листка. Далі гілку ставлять у пробірку з водою і заливають зверху трохи олії, щоб вода не випаровувалася з поверхні пробірки. Пробірку ставлять у центрифужні терези і врівноважують за допомогою різноважків (Рис. 2.1.1.)

Паралельно з цим наливають у чашку Петрі води, зважують її і ставлять на випаровування води з відкритої поверхні в такі ж самі умови як і рослинний матеріал (для визначення відносної транспірації).

Через 1-2 години пробірку з гілкою врівноважують (маса, яку треба додати для врівноваження – це кількість випаруваної води з поверхні листка). Одночасно зважують чашку Петрі з водою і вираховують різницю у масі між першим та другим зважуванням (це кількість води, яка випарувалася з відкритої поверхні).

На основі здобутих результатів обчислюють інтенсивність транспірації. Для цього треба знати площу листової поверхні, взятую для дослідів. Її визначають методом зважування. Дослідні листки рослини накладають на папір, точно обводять олівцем контури, вирізають і зважують на торзійних терезах. Одночасно вирізають із такого самого паперу квадрат площею 100 см^2 і також зважують. За пропорцією знаходять площу листків.

$$\frac{A}{B} = \frac{C}{S}$$

де – А – маса квадрату, В – маса вирізаної фігури, с – площа квадрату, S – площа листової поверхні.

Інтенсивність транспірації вираховують за формулою: $I_t = n \cdot 60 \cdot 10000 / S \cdot t \text{ г/(м}^2\text{год)}$.

де p – кількість води випаруваної пагоном під час досліду, г; S – площа листків, см^2 , t – тривалість досліду, хв., 60 – коефіцієнт перерахунку хвилин в години, 10000 – коефіцієнт перерахунку, $\text{см}^2 / \text{м}^2$.

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

Після цього визначають відносну транспірацію (T) за формулою $T = I_i / E$ де I_i – інтенсивність транспірації досліджуваного рослинного матеріалу, E – випаровування води з вільної поверхні (E).

Під час проведення роботи можна визначати інтенсивність транспірації у старих і молодих листків, у листків різних ярусів, у рослин різних екологічних груп, змінювати умови перебування досліджуваного матеріалу та ін. Добуті дані результатів досліду записують у таблицю.

Таблиця 2.1.1. Визначення інтенсивності транспірації

Об'єкт	Час проведення досліду, год.		Тривалість дослід у, хв.	Маса, г		Втрата води, г	Площа, см^2	Інтенсивність транспірації $\text{г}/(\text{м}^2 \text{ год})$
	Початок	Кінець		Початок	Кінець			

На основі отриманих результатів зробити відповідні висновки.

Робота 2.2. Визначення інтенсивності транспірації на торзійних терезах

Мета роботи: навчитися визначати інтенсивність транспірації за допомогою торзійних терезів.

Обладнання та матеріали: центрифужні терези, технічні ваги і різноважки, торзійні терези, ножиці, міліметровий та фільтрувальний папір, пробірки, олія, дослідні рослини.

Основні відомості. Цей метод ґрунтується на швидкому зважуванні листка, коли за зменшенням його маси визначають кількість випаруваної води. На відміну від попереднього при цьому методі можна врахувати зміни в водозабезпеченні листка, які відбуваються під час транспірації, що дає змогу вивчати її в такому стані насиченості листка водою, в якому він знаходився на рослині.

Інтервал між зважуваннями не повинен перевищувати 5-6 хв. тому, що при тривалій експозиції зменшується вміст води в листку і інтенсивність транспірації знижується. Для швидкого зважування зручно користуватися торзійними терезами.

Хід роботи

Торзійні терези встановлюють горизонтально, перевіряють нульове положення і зважують зрізаний листок (масою не більше як 0,4 г) з точністю до 1 мг. Масу записують і через 5-6 хв. зважують повторно. Різниця між першим та другим зважуванням становитиме величину випаруваної листком води за цей проміжок часу. Після зважування обчислюють площу листку ваговим методом і використовуючи формули попередньої роботи визначають інтенсивність транспірації, відносну транспірацію в багатьох варіантах досліду (наведених в попередній роботі). Дані записують у таблицю

Таблиця 2.2.2. Визначення інтенсивності транспірації

Об'єкт	Маса листіків, мг	Повторність					Сумарна маса листіків, мг	Витрати води листяними , мг	Інтенсивність транспірації мг/(дм ² ·год.)
		1	2	3	4	5			

На основі отриманих результатів зробити відповідні висновки.

Робота 2.3. Явище кореневого тиску. Визначення інтенсивності поглинання рослиною води за допомогою потометру

Мета роботи: ознайомитися із методиками визначення поглинання води рослиною, з'ясувати вплив умов навколишнього середовища на цей процес.

Обладнання та матеріали: штативи, мірні циліндри, градуйовані пробірки, кристалізатори, банки із корковими пробками, скляні трубки, гумові трубки, термометри, бритви, нитки, вентилятор, дослідні рослини (пеларгонія, помідори, соняшник та ін.)

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

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

Кореневий тиск має велике значення особливо в той період, коли немає транспірації, і під час розкриття бруньок у деревних рослин навесні, коли ще дуже мала транспіраційна поверхня. В природних умовах *"плач"* можна спостерігати навесні при пораненні стовбурів берези, клену та інших рослин.

Хід роботи

Явище кореневого тиску. Вплив температури на поглинання води коренем. Вибрані для дослідів рослини зрізати на висоті 2-3 см від поверхні ґрунту. На зрізаний пеньок натягують гумову трубку такого діаметру, щоб вона щільно прилягала до пенька. В гумову трубку вставити скляну трубку і налити в неї трохи води (Рис. 2.3.2.).

Рівень води в нижній частині трубки позначити восковим олівцем. Після цього рослину добре поливають і стежать за рівнем води у трубці. Спочатку він трохи спаде, а потім почне підійматися завдяки нагнітальній силі кореневої системи.

Вимірюючи зміни рівня води через певні проміжки часу і знаючи діаметр трубки можна встановити інтенсивність *"плачу"* і виразити його в об'ємі за одиницю часу.

Для визначення впливу температури на швидкість виділення пасоки необхідно б дослідних рослин, з однаково розвинутою кореневою системою, вирощених протягом трьох тижнів в умовах водних культур. Бритвою зрізати стебельця, залишаючи пеньки завдовжки 2-3 см. Ці рослини помістити у баночки із водопровідною водою, налити по 100 мл води, а пеньки закріпити у коркових пробках. Потім на пеньки натягнути гумові трубочки відповідного діаметру з скляними зігнутими трубочками, кінці яких будуть

направлені у градуйовані пробірки. Через годину, після того як почне виділятися пасока, визначити її виділений об'єм. Після чого дві баночки вставити у кристалізатор із теплою водою, дві залишити при кімнатній температурі і дві останні поставити на лід. Ще через годину визначити об'єм виділеної пасоки у всіх варіантах досліду. На основі отриманих результатів зробити відповідні висновки.

Визначення поглинання води рослиною за допомогою потометру.

Найпростіший потометр являє собою підковозігнуту скляну трубку і зігнуту під прямим кутом капілярну трубку (Рис. 2.3.3.). Потометр повністю заповнений кип'яченою водою і одне його коліно закрито гумовою пробкою, в якій закріплено рослину. Друге коліно закривається гумовою пробкою в якій встановлено капілярну трубку, заповнену водою. Коли прилад встановлено, відмічають початкове положення меніску в капілярі. Через певні проміжки часу відмічають положення меніску.

Мірою швидкості поглинання є середня відстань, на яку зміщується меніск у капілярній трубці за одиницю часу.

Змінюючи температуру, провітрюваність (за допомогою вентилятору) можна спостерігати зміни у поглинанні води рослиною. А зрізавши надземну частину можна визначити поглинання води лише кореневою системою.

На основі отриманих результатів зробити відповідні висновки.

Робота 2.4. Явище гутації. Вплив умов навколишнього середовища на процес гутації у рослин

Мета роботи: ознайомитися із гутацією, та впливом умов навколишнього середовища на цей процес.

Обладнання та матеріали: водяна баня, кристалізатори, термометри, склянки з отворами у дні, фільтрувальний папір, дріт, вата, хлороформ, розчин солі, лід або сніг, проростки (пшениці, ячменю, вівса та ін.)

Основні відомості. Крім "плачу" у рослин (в умовах коли кількість води, що нагнітається корінням води більша за ту кількість, яка може бути випарувана надземними органами) може спостерігатися *гутація* – виділення крапель води на кінчиках листків. Рідина яка виділяється крізь спеціальні водяні продири (*гидатоди*) має назву *гута*. Гутацію можна спостерігати восени або навесні, коли випаровування незначне, а надходження води у рослину достатнє. Цей процес відрізняється від "плачу" тим, що він є нормальним фізіологічним процесом, не пов'язаним з пошкодженням рослини. Фізіологічне значення гутації полягає у підтриманні в рослині рівноваги між поглинутою і випаруваною водою.

Хід роботи

Вплив парів хлороформу на процес гутації. Взяти молоді проростки (висотою 3-5 см), які вирости у темряві в чашках Петрі, поставити на світло, добре полити і накрити склянкою з отвором у дні. Для створення вологого середовища навколо проростків (Рис.2.4.4.).

Через 30-50 хв. після накривання на проростках мають з'явитися краплини рідини. Їх необхідно обережно зняти ватою або фільтрувальним папером, намотаними на дріт, крізь отвір у склянці. Потім дослідні рослини вміщують у середовище, насичене парами хлороформу, для цього під склянку покласти ватку змочену хлороформом. В цих умовах гутація має припинитися. Якщо вату з хлороформом забрати слід склянки то гутація відновиться.

У висновках вказати як впливає хлороформ на процес гутації.

Вплив температури на процес гутації. Взяти чотири чашки Петрі з проростками злакових рослин, три з них накрити склянками з отворами. Першу чашку поставити у кристалізатор з льодом, другу в кристалізатор з кімнатною температурою, третю – з

водою підігрітою до 35°C , а четверту залишити без накривання склянкою. На початку досліду через отвори у склянках фільтрувальним папером зняти краплі гуті і тільки після цього відмічають через який час з'являться нові краплі. Результати досліду записати в таблицю.

Таблиця 2.4.3 - Вплив температури на інтенсивність гутації

Об'єкт	Під склянкою при температурі (крапель за год.)			Без склянки при температурі 18°C
	0°C	18°C	35°C	

У висновках вказати як впливає температура на процес гутації.

Вплив концентрації розчину на процес гутації. Взяти дві чашки Петрі з проростками, накритих склянками, полити теплою водою, через отвори у склянках фільтрувальним папером зняти краплі. Одну залишити для контролю, а в другій не знімаючи склянки, притримуючи її рукою, злити з чашки Петрі воду в раковину, а замість води налити такий самий об'єм розчину солі (0,5 М розчин NaCl). Прослідкувати появу нових крапель гутаційної рідини, відмічаючи час їх появи.

У висновку вказати причину різної швидкості появи нових крапель на проростках у контролі та з розчином солі.

Робота 2.5. Визначення вмісту води і сухої речовини у рослинах

Мета роботи: навчитися визначати вміст води в рослинному матеріалі.

Обладнання та матеріали: аналітичні терези з різноважками, металеві бюкси, сушильна шафа, ексикатори, тигельні щипці, психрометр, досліджувані рослини.

Основні відомості. Дослідження водного режиму включають також роботи з визначенням вмісту води і сухої речовини в рослинах, які вирощуються в умовах вегетаційних культур і на дослідних ділянках. Цим методом можна виявити загальні закономірності водного обміну в рослинах протягом вегетації залежно від впливу факторів навколишнього середовища і мети досліду. Поглинання води і транспірація взаємопов'язані і їх співвідношення визначає загальний вміст води в рослині. Вміст води в листках різних рослин зменшується від нижнього до верхнього ярусів рослини. Різні фактори навколишнього середовища (мінеральне живлення, освітлення тощо) впливають на вміст води в листках різних ярусів рослини як на протязі доби, так і під час вегетації на різних фазах розвитку. Для досліду беруть рослини, які вирощують як вегетаційні культури, або в природних умовах.

Хід роботи

Чистий скляний або металевий бюкс разом з відкритою кришкою покласти у сушильну шафу та витримати там протягом 1 год. при температурі $100-105^{\circ}\text{C}$. Потім взяти певну кількість рослинного матеріалу (можна брати рослинний матеріал декількох видів, різних органів одного виду, одного органу в різних частинах рослини та ін.) покласти в бюкси, зважити на терезах і висушити в термостаті при температурі $100-105^{\circ}\text{C}$, на протязі 1 год. Після висушування знову зважити і визначити суху масу за формулою $X = (a - b) : a \cdot 100\%$, де X – кількість води, в %; a – вага сирого рослинного матеріалу; b – вага сухого рослинного матеріалу; 100 – коефіцієнт перерахунку у відсотки.

У висновках вказати причини різниці вмісту води в різних видів рослин чи органах однієї рослини.

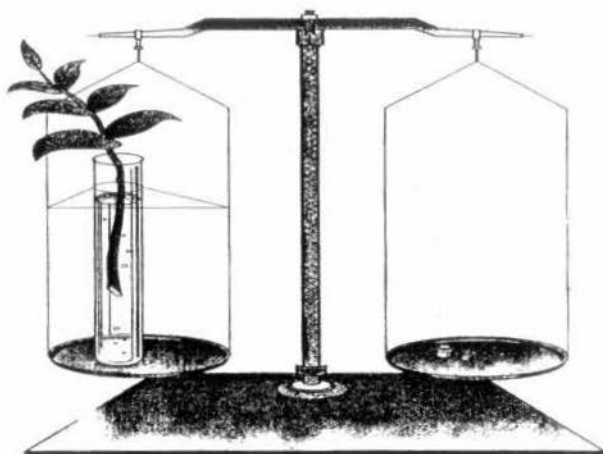


Рис. 2.1.1. Визначення інтенсивності транспірації ваговим методом

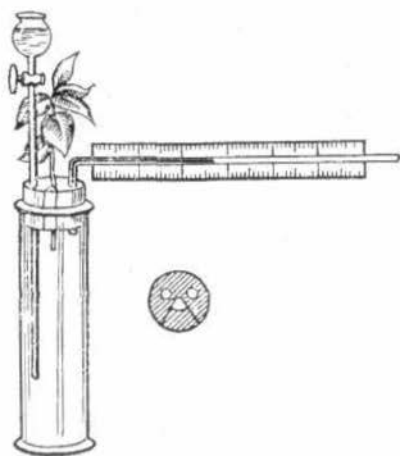


Рис. 2.3.3. Потометр



Рис. 2.3.2. Явище кореневого тиску

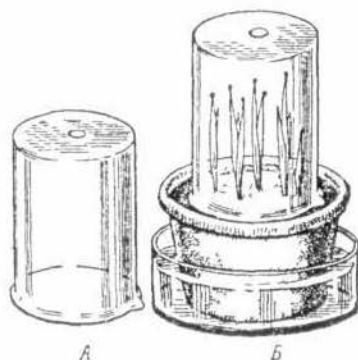


Рис. 2.4.4. Явище гутації
а – склянка з отвором у дні;
б - загальний вигляд установки.

Контрольні запитання і задачі до теми: “Водний режим рослин”

1. Що розуміють під термінами “кореневий тиск” і “плач рослин”?
2. Пояснити явище гутації і вказати, чим гутація відрізняється від “плачу” рослин і яке її фізіологічне значення.
3. Що таке транспірація і яке вона має значення в житті рослин?
4. Пояснити терміни “Відносна транспірація”, “Продуктивність транспірації”.
5. Який фізіологічний механізм лежить в основі відкривання і закривання продихів.
6. Як пояснити набубнявіння в воді маслянистого насіння (соняшника, рицини та інших) не дивлячись на те що жири мають гідрофобні властивості?
7. Чому у рослин, що зростають в умовах жаркого та сухого клімату, в'язкість цитоплазми, як правило, вища, ніж у мезофітів?
8. Насіння різних рослин з певною вагою занурили в воду. Через добу маса насіння кукурудзи збільшилася на 30%, гороху – на 110%. Як це пояснити?
9. Чим можна пояснити зменшення інтенсивності поглинання коренями води при затопленні ґрунту?
10. Чому корені слабко поглинають воду з холодних ґрунтів?
11. Чи може відбуватися транспірація при закритих продихах і у безлистих пагонів?
12. Чому при збільшенні тургору в замикаючих клітин відбувається відкривання продихових щілин?
13. Корені однакових саджанців занурили в розчин нешкідливих солей. Визначте механізм поглинання води саджанцями, якщо осмотичний тиск клітинного соку їхніх корневих волосків дорівнює 0,5 мПа, а тиск розчинів солей – 0,1 мПа; 0,3 мПа; 0,5 мПа; 0,7 мПа?
14. У польових умовах амарант та пшениця вирощується на однаковому ґрунті. За відсутності опадів стійке в'янення в амаранту спостерігається при вологості

- френту 18%, у пшениці – при вологості ґрунту 15%. З якими особливостями рослин пов'язані ці відмінності?
15. Скільки води випаровує рослина за 5 хвилин, якщо площа листової поверхні становить 200 см^2 , а інтенсивність транспірації – $120 \text{ г/дм}^2 \cdot \text{год}$?
 16. За період вегетації рослини накопили 2,1 кг органічної маси і випаровували 525 г води. Обчисліть транспіраційний коефіцієнт.
 17. Пагін, площа листків якого становить $1,2 \text{ дм}^2$, за 4 хвилини випаровував 0,05 г води. Обчисліть відносну транспірацію (відношення інтенсивності транспірації до інтенсивності вільного випаровування).
 18. Обчисліть транспіраційний коефіцієнт дерев, які за період вегетації випарували 2 т води і накопили 10 кг сухої маси.
 19. Маса листка в стані повного насичення водою становила 1,02 г, а після в'янення зменшилася до 0,09 г. Обчисліть величину водного дефіциту, якщо відомо, що абсолютно суха маса цього листка становить 0,42 г.
 20. Рослину вирощували в металевій посудині з грантом. Після того, як рослина добре розвинулася, поверхню гранту захистили від випаровування і полив припинили. Коли рослина стала в'янути, з посудини взяли пробу масою 5, 15 г і висушили її до постійної маси при температурі 100°C . Маса гранту після висушування становила 4,80 г. Обчисліть коефіцієнт в'янення.
 21. Транспіраційний коефіцієнт дорівнює 125. Обчисліть продуктивність транспірації.
 22. Продуктивність транспірації становить 4 г/л. Обчисліть транспіраційний коефіцієнт.
 23. У деяких кімнатних рослин перед дощем на кінчиках листків з'являються краплі води. Як пояснити це явище?
 24. Маса дослідного пагона відразу після зрізання становила 10,26 г, а через 3 хв. – 10,17 г. Площа листової поверхні пагона становила 240 см^2 . Обчисліть інтенсивність транспірації.
 25. В трьох посудинах з грантом при однакових умовах були вирощені проростки кукурудзи. Одну посудину помістили в кристалізатор з водою кімнатної температури, другу – в кристалізатор з водою, нагрітою до 30°C . Обидві посудини закрили скляними ковпаками. Третю посудину залишили відкритою. У яких проростків буде спостерігатися більш інтенсивна гутація і чому?
 26. Дві однакові посудини заповнили ґрунтом: одну – піщаним, а другу – глинистим. Ґрунт в обох посудинах полили до повного насичення водою.
 27. (вміст води відповідає повній вологості ґрунту). В якій посудині буде вищим:
 - А) загальний вміст води;
 - Б) вміст доступної для рослин води;
 - В) мертвий запас води?
 Відповідь обґрунтуйте.
 27. Транспорт води з ґрунтового розчину до ендодерми обумовлюється осмотичними явищами. По стеблу вода піднімається за рахунок капілярних сил. Для яких рослин: а) портулаку; б) пшениці; в) соняшника; г) яблуні; д) секвої достатньо пасивного водопостачання для забезпечення своїх потреб?
 28. Відомо, що в умовах, за яких пригнічується або припиняється транспірація, гутація сприяє пересуванню речовин по ксилемі. Чи спостерігається гутація у водних рослин, повністю занурених у воду?
 29. Чому і як змінюється товщина стовбурів у дерев олівдні, коли напруга метеофакторів максимальна?
 30. Інгібітор росту абсцизова кислота пригнічує біосинтез гідролітичних ферментів та негативно впливає на рівень вмісту АТФ у рослинних тканинах.

Як зміниться стан продохів у рослин після обприскування їх розчином абсцизової кислоти?

РОЗДІЛ 3. ПІГМЕНТИ ЛИСТКА ТА ЇХ ВЛАСТИВОСТІ

Робота 3.1. Отримання спиртової витяжки суміші пігментів

Мета роботи. Навчитися отримувати спиртову витяжку суміші пігментів із фотосинтезуючих тканин досліджуваних об'єктів.

Обладнання та матеріали: свіжі листки рослин, спирт (ацетон), $MgCO_3$, ступки порцелянові, штативи, скляні палички, ножиці, вазелін, фільтрувальний папір, лійки, кварцовий пісок (подрібнене скло).

Основні відомості. Основну роль у фотосинтезі відіграють пігменти. Вони виконують функцію первинних акцепторів світлової енергії і здійснюють подальше її перетворення в хімічний потенціал. Весь пігментний комплекс зосереджений в спеціалізованих органелах – *хлоропластах*. Пігменти фотосинтезуючих систем поділяються на три групи: хлорофіли, каротиноїди і фікобіліни.

Хлорофіли – зелені пігменти – сполуки тетрапірольної природи. Вони є магній порфірінами. В основі їх хімічної будови лежить тетрапірольна циклічна структура порфірину. Найважливішими хлорофілами для вищих рослин є хлорофіл а $C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$ та хлорофіл б $C_{55}H_{70}O_6N_4Mg$.

Хлорофіл б відрізняється від хлорофілу а наявністю альдегідної групи замість метильної у другому пірольному кільці. (Рис. 3.1.1.).

Каротиноїди – жовті, помаранчеві пігменти, які мають поліізопренову природу.

Основою хімічної будови каротиноїдів є ненасичений вуглеводневий ланцюг, що складається з молекул ізопрену (відкрито близько двохсот каротиноїдів, найважливішим з них є каротин $C_{40}H_{56}$ та ксантофіли $C_{40}H_{56}O_2$).

Фікобіліни – пігменти синьо-зелених і червоних водоростей. Вони мають тетрапірольну незамкнену структуру, тобто, як і порфірини, складаються з чотирьох пірольних кілець, але на відміну від порфіринів, сполучені у вигляді розгорнутого ланцюга і не містять важкого металу (Рис. 3.1.2.).

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

Щоб детально вивчити хімічні й фізичні властивості пігментів хлоропластів тощо, їх вилучають із зелених тканин рослин і відокремлюють один від одного. Пігменти зелених листків добре розчиняються в ліпоїдних розчинниках. Їх можна екстрагувати із свіжого і фіксованого матеріалу. Вибираючи розчинники, треба враховувати розчинність самих пігментів. Залежно від хімічного складу розрізняють *полярні* (спирти, ацетон) і *неполярні* (бензин, петролейний ефір, гексан та ін.) розчинники. Зелені та жовті пігменти є ліпофільними сполуками, а тому добре розчиняються у всіх розчинниках: спирті, ацетоні, петролейному ефірі, бензині, тощо. Найкраще зелені пігменти екстрагуються з листків полярними розчинниками, або сумішшю полярних і неполярних розчинників. У навчальних лабораторіях найчастіше пігменти з листків вилучаються спиртом або ацетоном.

Хід роботи

Налити в пробірку 10 мл спирту і закрити пробкою. Взяти близько 0,5-1г свіжих листів, покласти в ступку, додати на кінчику скальпеля $MgCO_3$ (для нейтралізації кислот клітинного соку) і ретельно розтерти. До розтертої у ступці маси додавати з пробірки по 2-3мл етилового спирту і продовжувати розтирати до одержання гомогенної маси. Залишити в пробірці 3-4 мл спирту для ополіскування товчачика і ступки. У чисту суху пробірку, що знаходиться в штативі, вставити лійку з фільтрувальним папером. Змазати вазеліном із зовнішньої сторони носик ступки і злити по скляній паличці вміст ступки в лійку для фільтрації. Спиртом, що залишився в пробірці, обмити ступку і товчачик і все це вилити в лійку для фільтрації. Отриманий фільтрат (спиртову витяжку суміші

пігментів) поділити на 4 пробірки (порівно), закрити пробками і поставити в штатив. При оформленні даної роботи записати, якого кольору отримана спиртова витяжка суміші пігментів і чим обумовлене це фарбування. У висновках вказати, якими речовинами можна вилучити пігменти з рослин.

Робота 3.2. Поділ пігментів методом хроматографії на папері (у висхідному потоці)

Мета роботи. Ознайомитися із методикою розділення пігментів методом хроматографії на папері.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка суміші пігментів, хроматографічний папір розміром 16х16см (7шт), мірні піпетки на 1-2мл (7шт), фен (чи вентилятор), скляні циліндри з притертими кришками висотою 20см, шириною 10см (7шт), чашки Петрі (7шт), бензол, петролейний ефір, скріпки (нитки).

Основні відомості. Хроматографічний метод розділення пігментів, вперше запропоновано російським вченим М.С. Цветом. Суть цього методу полягає в тому, що розчин, який вміщує суміш пігментів, пропускається крізь шар адсорбенту. Різні пігменти, маючи неоднакову розчинність в даному розчиннику і різну адсорбційну здатність, переміщуються по мірі руху розчинника з різною швидкістю і розміщуються на адсорбенті (папері) в різних місцях. Чим більша розчинність пігменту в розчиннику, і чим гірше він адсорбується даним адсорбентом, тим швидше від нього буде переміщуватись і тим далі буде розміщуватись зона цього пігменту.

Хід роботи

Прикріпити нижню і верхню сторони листка хроматографічного паперу прищипками до штатива. Набрати в піпетку 1мл спиртової витяжки суміші пігментів. Нанести з піпетки витяжку пігментів смужкою в 1-2см на відстані 3см від нижнього краю хроматографічного паперу, підсушуючи її щоразу струмом повітря від вентилятора чи фена.

Налити в чашку Петрі 20 мл суміші бензолу і петролейного ефіру (чи бензину) у співвідношенні 3:1. На дно циліндра (ковпака) поставити чашку Петрі із сумішшю органічних розчинників. Папір з нанесеною витяжкою пігментів після просушування згорнути у виді порожнього циліндра, скріпити скріпками чи зшити так, щоб краї паперу не торкалися один одного, і помістити нижнім кінцем (з пігментами) у чашку Петрі із сумішшю органічних розчинників.

Для запобігання руйнування зелених пігментів посудину (циліндр) накрити чохлом з чорного паперу чи матерії (Рис.3.2.3.).

Через 20-30хвилин, коли відбудеться поділ пігментів, папір вийняти з циліндра і розглянути розподіл пігментів у виді смужок у такій послідовності:

- 1) верхня жовта смужка – каротин;
- 2) нижче жовта смужка – ксантофілі;
- 3) ще нижче - віолаксантин;
- 4) потім синьо-зелена смужка – хлорофіл а;
- 5) і остання жовто-зелена смужка – хлорофіл b;
- 6) стартова пляма.

У висновках вказати причини розділення суміші пігментів

Робота 3.3. Поділ пігментів за методом Крауса

Мета роботи: ознайомитися з методом розділення пігментів за методом Крауса, з'ясувати причини поділу пігментів за цим методом.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка пігментів, бензин, вода, маленькі піпетки, ділильна лійка, штативи із пробірками.

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

Хід роботи

В пробірку налити 2-3 мл спиртової витяжки пігментів, додати туди 2-3мл бензину, 3-5 крапель води. Закривши великим пальцем або гумовою пробкою, збовтувати протягом 2-3 хвилин. Дати відстоятися рідині в пробірці.

Спостерігати поділ рідини в пробірці на два шари: бензиновий і водно-спиртової. Нижній спиртовий шар буде зафарбований у жовтий колір від присутності в ньому ксантофілу, а верхній бензиновий шар буде зелений від хлорофілів (Рис.3.3.4.).

Другий жовтий пігмент каротин також перейде в бензиновий шар. Якщо поділ пігментів йде погано, то потрібно додати ще 2-3 краплі води і гарненько збовтати.

Замалювати пробірку, показавши наявність двох шарів з відповідними пігментами в них.

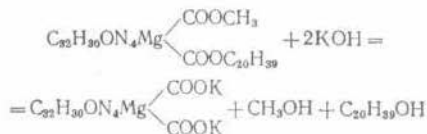
У висновках вказати: який пігмент у чистому вигляді можна отримати за методом Крауса; як пігменти розчиняються у даних розчинниках, та перелічити методи, за допомогою яких можна розділити суміш пігментів.

Робота 3.4. Дія лугу на хлорофіл

Мета роботи: на основі досліду ознайомитися із хімічними властивостями хлорофілу.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка суміші пігментів, бензин, спиртовий луг (20%), штативи з пробірками, спиртівки, сірники.

Основні відомості. Велика реакційна здатність молекули хлорофілу обумовлюється наявністю в ній великої кількості активних хімічних груп. Так при обробці хлорофілу лугом ефірні зв'язки омилюються, в результаті чого від його молекули відщеплюються спирти фітол і метанол, а двохосновна кислота хлорофілін дає сіль:



Солі хлорофіліну мають зелене забарвлення і нерозчинні в бензині.

Хід роботи

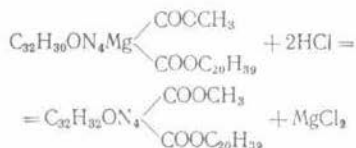
В пробірку налити 2-3 мл спиртової витяжки пігментів, додати в неї 0,5мл спиртового лугу і нагріти до кипіння. Вміст пробірки охудити, додати 2мл бензину, 1-2 краплі води і перемішати. Спостерігати поділ пігментів. Написати, скільки шарів утворилося і з яким забарвленням. У висновках пояснити, чому забарвлені шари рідин розташовані в порядку, зворотному поділу пігментів по методу Крауса, підтвердивши рівнянням хімічної реакції взаємодії хлорофілу з лугом.

Робота 3.5. Одержання феофітину і зворотне відновлення металоорганічного зв'язку

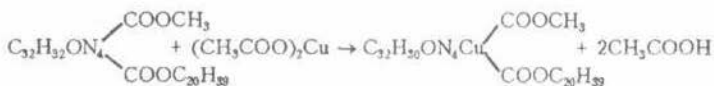
Мета роботи: ознайомитися із хімічними властивостями хлорофілу.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка хлорофілу, 20%-а соляна кислота, оцтовокислий цинк чи оцтовокисла мідь, штативи із пробірками, піпетки маленькі, спиртівки, шпатель, сірники.

Основні відомості. Найважливішою частиною хлорофілу є центральне ядро, яке складається з чотирьох пірольних кілець, що з'єднані між собою метиновими місточками і утворюють велике порфіринове ядро з атомами азоту всередині і зв'язані ще з атомом магнію. Наявність у порфіриновому ядрі кон'югованої по колу системи десяти подвійних зв'язків і магнію зумовлюють характерний для хлорофілу зелений колір. Атом магнію порівняно слабо утримується у порфіриновому ядрі і при обережній дії сильних кислот легко заміщується двома протонами, при цьому утворюється сполука, яка має назву *феофітин* і яка має бурий колір.



Якщо на феофітин подіяти солями цинку або міді, то замість двох протонів в ядро входить відповідний метал, зворотнo відновлюється металоорганічний зв'язок і з'являється знову зелене забарвлення.



Отже, забарвлення хлорофілу залежить від наявності металоорганічного зв'язку в його молекулі.

Хід роботи

У дві пробірки налити по 2-3 мл спиртової витяжки пігментів, у кожен додати 2-3 краплі 20 % розчину соляної кислоти й обережно перемішати. Під дією кислоти зникає зелене забарвлення і витяжка набуває бурого кольору.

Далі до однієї з пробірок побурилої від кислоти витяжки додати шпателем небагато (на кінці скальпеля) оцтовокислого цинку (чи оцтовокислої міді) і обережно нагріти на спиртівці. Спостерігати зміну бурого кольору на зелений.

У висновках написати рівняння хімічної реакції феофітину з оцтовокислою міддю (чи оцтовокислим цинком) і пояснити причини зміни кольору.

Робота 3.6. Зняття спектрів поглинання спиртових витяжок пігментів

Мета роботи: навчитись користуватися ФЕК-ом, та визначати спектри поглинання спиртових витяжок пігментів.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка пігментів (7-10мл), ФЕК із кварцевими кюветами до нього, міліметровий папір.

Основні відомості. Пігменти хлоропластів характеризуються важливою фізіологічною особливістю – вибірково поглинати окремі промені сонячного світла. Пігменти характеризуються певним спектром поглинання. Біле світло за допомогою

призми можна розкласти на такі складові частини (інфрачервона – більше 740нм, червона – 647-740нм, рожева – 585-647нм, жовта – 550-585нм, зелена – 491-550нм, синя – 424-491нм, фіолетова 424-400нм, ультрафіолетова – менша 400нм). Для того щоб упевнитися в тому що рослинні пігменти поглинають певний спектр, треба пропускати біле світло крізь розчин хлорофілу, а потім розкласти його за допомогою призми на його складові частини. При цьому окремі ділянки спектру виявляться поглинутими, а на їх місці буде видно темні ділянки. Отриманий спектр має назву спектр поглинання.

Порівнюючи спектри поглинання розчинів різної концентрації (або одного й того ж розчину, але при різній товщині шару), можна встановити ступінь поглинання окремих променів: чим слабше поглинається дана ділянка спектру, тим концентрованіше потрібно взяти розчин, для того щоб досягти зникнення цієї ділянки в спектрі поглинання. Ділянки, які найбільш сильно поглинаються можна виявити по ділянкам в спектрі поглинання в дуже розбавленому розчині, тоді як промені, які найменше поглинаються, проходять навіть крізь досить концентрований розчин.

Для встановлення спектра поглинання пігментів у навчальних лабораторіях використовують спеціальні прилади.

Хід роботи

Увімкнути ФЕК і прогріти його протягом 25-30 хв. Одну кювету заповнити спиртовою витяжкою, дві інші – розчинником (можна дистильованою водою). Кювети закріпити у відповідні гнізда кюветотримачів. Виміряти оптичну щільність витяжки з різними світлофільтрами і дані записати в таблицю.

Таблиця 3.6.1 - Спектри поглинання спиртової витяжки пігментів

№ фільтра	1	2	3	4	5	6	7	8
Довжина хвилі	360	413	453	508	536	584	610	656
Оптична щільність								

По отриманим даним накреслити графік спектра поглинання спиртової витяжки, відклавши на осі абсцис довжину хвилі, а на осі ординат – оптичну щільність.

Пояснити особливості отриманого графіка і зробити висновок.

Робота 3.7. Виділення кисню на світлі гілочками водяних рослин, та виявлення впливу температури та освітлення на інтенсивність фотосинтезу

Мета роботи: виявити вплив світла на виділення водними рослинами кисню

Обладнання та матеріали: елодея чи інша водяна рослина, хімічні склянки на 200-500мл висотою 15-20см, лійки діаметром трохи менше діаметру склянок, електролампа, скіпа, сірники NaHCO_3 .

Основні відомості. Найпростішим методом демонстрації виділення кисню є метод показу виділення бульбашок кисню водяною рослиною елодеєю на світлі. Суть його полягає в тому, що на світлі в листках відбувається процес фотосинтезу, в результаті якого виділяється кисень, що накопичується в міжклітинниках. При зрізанні стебла надлишок газу виділяється з поверхні зрізу у вигляді бульбашок. Швидкість утворення бульбашок залежить від швидкості інтенсивності фотосинтезу. В цій роботі

можна вивчати вплив зовнішніх умов на інтенсивність фотосинтезу, зокрема температури та світла.

Під час фотосинтезу в зеленій рослині одночасно відбуваються як процеси поглинання вуглекислого газу, так і виділення кисню.

При різноманітних кількісних газометричних методах обліку фотосинтезу враховують кількість виділеного кисню з певної листової площі за одиницю часу, кількість поглинутого вуглекислого газу, або одночасно обидва показники.

Хід роботи

Налити $\frac{3}{4}$ склянки прокип'яченої, збагаченої вуглекислим газом води (до води додати на кінчику ножа NaHCO_3) і помістити у воду гілочки водяної рослини (елodeї), зрізаної під водою. Рослину орієнтують так, щоб зрізані кінці були направлені догори, накрити їх лійкою так, щоб лійка цілком була занурена у воду.

Взяти звичайну пробірку, наповнити її прокип'яченою водою. На трубку лійки надягти пробірку, заповнену водою. Виставити прилад на яскраве сонячне чи електричне світло. Спостерігати виділення пухирців газу, що визначають за допомогою тліючої скіпи. Замалювати установку та на підставі спостережень зробити висновки. Рис 3.7.5.

Для визначення впливу температури на фотосинтез необхідно у вузький циліндр або пробірку налити воду температурою 4°C , збагачену вуглекислим газом. Гілочки елodeї 4-5 см завдовжки прив'язують до скляної палички зрізом догори і занурюють у воду. Циліндр з елodeєю виставляють на світло, і через 2-3 хв. підраховують кількість виділених бульбашок кисню за 1 хв. Аналогічний дослід проводять з елodeєю при кімнатній температурі (18°C). Потім при низькій (4°C) і знову при кімнатній. Порівнюючи кількість бульбашок, виділену при низькій та кімнатній температурі, визначити, при якій температурі фотосинтез проходить інтенсивніше. Зробити відповідні висновки.

Для визначення впливу світла на фотосинтез склянку з водною рослиною розміщують на відстані 20 см від джерела світла (електролампа - 200 Вт) - 1 положення і після стабілізації виділення бульбашок підраховують їхню кількість за 1 хв. Потім прилад розміщують на 20 см подаль від джерела світла (2 положення) і знову підраховують кількість бульбашок. Після цього ще раз повторюють перше положення. Закінчується дослід підрахунком кількості виділених бульбашок елodeєю на відстані 60 см від джерела світла (третє положення) і роблять відповідні висновки.

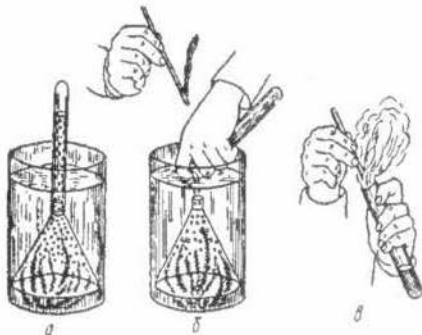


Рис. 3.7.5. Виділення кисню під час фотосинтезу зеленими водяними рослинами.

а — постановка досліду, б — виймання пробірки з води; в — внесення тліючої скіпки в пробірку з киснем.

Робота 3.8. Флуоресценція хлорофілу

Мета роботи: ознайомитися із оптичними властивостями спиртової витяжки пігментів.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка пігментів, електрична лампа, чорний папір, штативи із пробірками.

Основні відомості. Крім вибіркового поглинання світлової енергії хлорофіл характеризується здатністю до флуоресценції (від лат. fluo – потік, та esentia – короточасне світіння). Випромінювання світлової енергії при переході фотозбудженої молекули хлорофілу з синглетного до основного стану дістало назву флуоресценції (рис. 3.8.5.). Світло, яке випромінюється при флуоресценції має більшу довжину хвилі, ніж поглинутий. Для всіх пігментів, які належать до порфіринів характерна інтенсивна флуоресценція в червоній ділянці спектру. Здатність хлорофілів інтенсивно флуоресцювати свідчить про високу фотохімічну активність

Хід роботи

Витяжку пігментів розглядають проти світла на рівні очей, при цьому вона має смарагдово-зелене забарвлення. Потім цю саму пробірку розміщують на темний папір біля електричної лампи і розглядають її з того боку, звідки падає світло. У відбитому світлі витяжка хлорофіли матиме вишнево-червоний колір, що свідчить про здатність хлорофілу до флуоресценції.

Робота 3.9. Фотосенсибілізуюча дія хлорофілу

Мета роботи: ознайомитися із фотосенсибілізуючими властивостями хлорофілу.

Обладнання та матеріали: спиртова витяжка пігментів, кристалічна аскорбінова кислота, спиртовий розчин 0,04% метилового червоного, штативи з пробірками.

Основні відомості. Хлорофіл бере участь у окисно-відновних реакціях при фотосинтезі в якості фотосенсибілізатора. На світлі хлорофіл фотоокиснюється і відновлює переносник електронів в електронно-транспортному ланцюгу. В свою чергу хлорофіл відновлюється за рахунок води. Фотосенсибілізований хлорофілом перенос атомів водню може відбуватися не тільки в хлоропластах а і в окремих модельних системах, які містять спиртовий розчин хлорофілу

Хід роботи

У пробірку до 4-6мл спиртової витяжки пігментів додати кристали аскорбінової кислоти (до насичення). У цю ж пробірку додати 1мл 0,04%-ого розчину метилового червоного. Добре потрусити і виставити на світло. Паралельно ставлять дві контрольні проби з виключенням дії світла (1) - поставити пробірку у темне місце та виключенням спиртового розчину хлорофілу (2) – замість спиртової витяжки пігментів використовують спирт.

Через 30 хв. ведеться спостереження за кольором вмісту пробірок у дослідному та двох контрольних варіантах. При цьому у дослідному варіанті розчин знебарвлюється, а в двох контрольних – ні. Це говорить про відновлення метилового червоного (що свідчить про перенос електронів від донора аскорбінової кислоти до акцептора метилового червоного через хлорофіл).

У висновках дати пояснення зміни кольору вмісту пробірки у дослідному варіанті та про фотосенсибілізуючу дію хлорофілів.

Робота 3.10. Кількісне визначення хлорофілу в листках рослин за допомогою фотоелектроколориметру

Мета роботи: навчитися визначати концентрацію хлорофілу за допомогою ФЕКу.

Обладнання та матеріали: зелений рослинний матеріал, ножиці, терези з різноважками, ступки, скляний фільтр №3, колба Бунзена, повітродувка, скляні палички, мірні циліндри на 50 мл, ФЭК, вазелін, кварцовий пісок, етиловий спирт, $MgCO_3$.

Основні відомості. Вміст хлорофілу в рослинах залежить від умов освітлення, мінерального живлення, віку рослин, ярусу листків, тощо. Тому інколи під час фізіологічних досліджень є потреба простежити за динамікою вмісту пігментів в окремих органах і організму в цілому залежно від впливу тих чи інших факторів. При порівняльних дослідженнях можна визначати вміст хлорофілу в спиртовій витяжці без попереднього розділення пігментів.

Хід роботи

Рослинний матеріал вагою 200-300 мг ретельно розтерти в ступці, з невеликою кількістю спирту та кварцового піску. Носик ступки знизу злегка змазати вазеліном і отриману рідину по скляній паличці злити крізь фільтр в мірну пробірку на 25 мл, а до розтертої маси яка залишилася знову додати спирт, знову розтерти і злити через фільтр. Так повторювати до повного витягнення пігментів. Спиртом промити ступку і злити спирт у фільтр. Витяжку в колбі розбавити спиртом до відмітки, перемішати і визначити концентрацію хлорофілу на фотоелектроколориметрі. Оптична щільність визначається при червоному світлофільтрі.

Вміст хлорофілів розрахувати по формулі: $C_{хл} = \frac{E \cdot K \cdot O}{H \cdot L}$.

де: $C_{хл}$ - концентрація хлорофілів у досліджуваній рослині (мг/г); E- оптична щільність; K- розрахунковий коефіцієнт (для хлорофілів – 33,3); O - об'єм витяжки (мл); L- внутрішня товщина кювети (см); H- наважка рослинного матеріалу в мг.

Отримані дані занести в таблицю.

Таблиця 3.10.2 - Вміст хлорофілів у різних рослинних об'єктах

Варіант досліджу (назва рослин)	Вміст хлорофілів (мг/г сирої маси)

Зробити висновки про міст хлорофілів у різних рослинних об'єктах

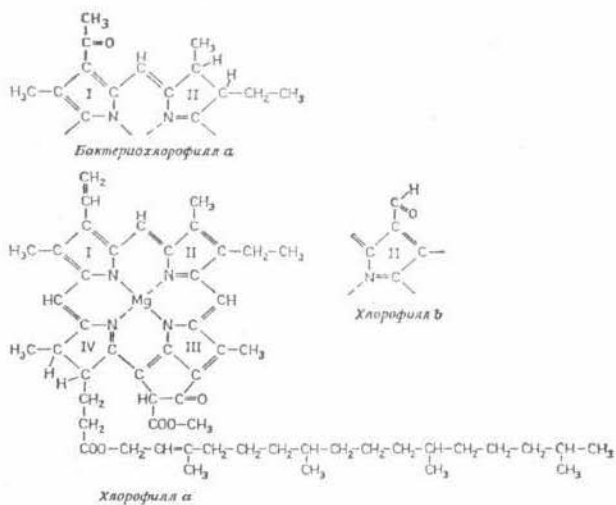


Рис. 3.1.1. Структурні формули хлорофілів

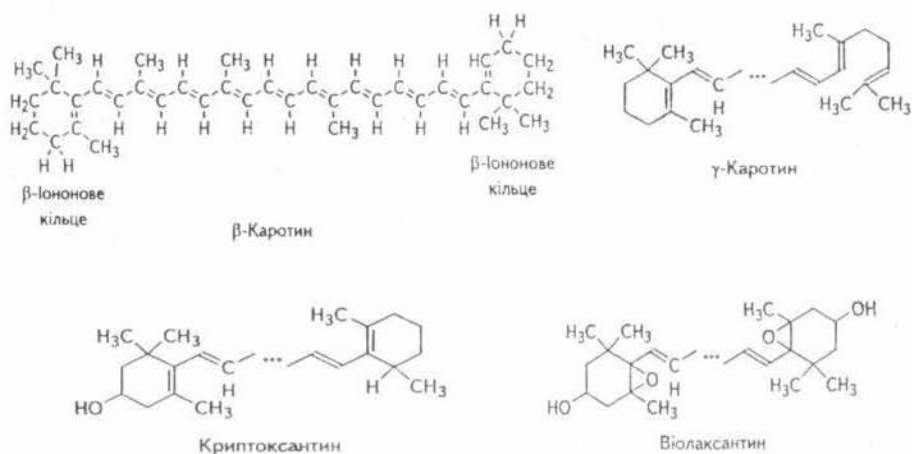


Рис. 3.1.2. Структурні формули каротиноїдів

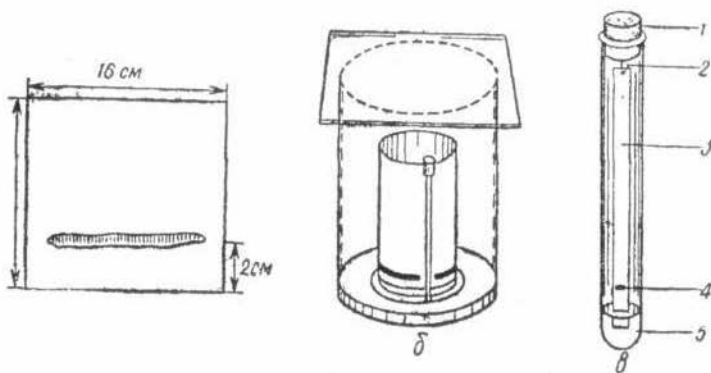


Рис. 3.2.3. Схема приладів для висхідної хроматографії пігментів на папері
а – хроматографічний папір; б – хроматографічна камера з розчином і папером;
в – хроматографічна камера виготовлена у звичайній пробірці. 1 – корок; 2 – гачок; 3 –
смужка хроматографічного паперу, 4 – нанесена витяжка, 5 – суміш розчинників.

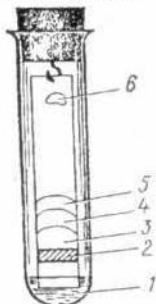


Рис. 3.2.2. Хроматографічне
розділення пігментів зеленого
листка

- 1 – розчинник; 2 – стартова смуга;
3 – хлорофіл β ; 4 – хлорофіл α ;
5 – ксантофіл; 6 – каротин.

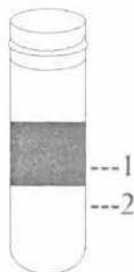


Рис 3.3.4. Розділення пігментів
за методом Крауса

- 1 – бензиновий шар із розчиненими в ньому
хлорофілами і каротином;
2 – спиртовий шар із розчиненим у ньому
ксантофілом

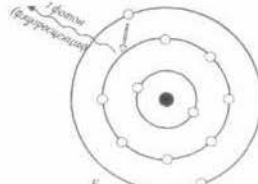
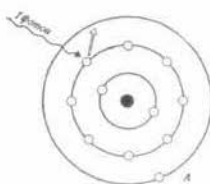


Рис. 3.8.5. Зміни, які відбуваються в атомі при поглинанні кванта світла
А- поглинання кванта, збудження атома при переході електрона на вищий
енергетичний рівень; Б- повернення електрона на основний енергетичний рівень,
супроводжується виділенням енергії у вигляді випромінювання (флуоресценція)

Контрольні запитання і задачі до теми: "Фотосинтез"

1. В чому заключається суть процесу фотосинтезу та його роль в урожаї рослин ?
2. Які параметри найбільш вдало характеризують фотосинтез ?
3. На чому ґрунтується метод спектрофотометричного визначення вмісту пігментів і які він має переваги над іншими методами ?
4. Яким чином можна вилучити зелені та жовті пігменти у листків ?
5. На якому принципі ґрунтується метод розподілу пігментів за Г.Краусом ?
6. За допомогою якої реакції можна довести, що хлорофіл – це складний ефір ? Написати рівняння цієї реакції.
7. Після реакції омилення хлорофілу до витяжки з листка додали рівну кількість бензину, суміш інтенсивно перемішали і дали відстоятися. Поясніть результати спостережень.
8. До спиртової витяжки із зеленого листка додали декілька крапель 20 %-го розчину КОН, прилили бензин, ретельно перемішали і дали відстоятися. Обґрунтуйте результати спостережень рівняннями відповідних реакцій.
9. Чому екстрагування 80-90% - ми водними розчинами спирту чи ацетону призводить до повного знебарвлення листків, а не полярні розчинники (бензин) не можуть знебарвити листок ?
10. До спиртової витяжки пігментів додали вдвічі більший об'єм бензину та декілька крапель води, добре перемішали і дали відстоятися. Яким буде забарвлення спиртового та бензинового шарів ? Відповідь поясніть.
11. В якій частині спектра знаходиться головний максимум поглинання:
А) хлорофілу в ацетоні;
Б) хлорофілу в живому листку;
В) жовтих пігментів ?
12. Про що свідчить наявність флуоресценції у хлорофілі а і в та чому в живих листках флуоресценція непомітна ?
13. Рослину освітлювали спочатку зеленим , а потім синім світлом однакової інтенсивності. В якому промінні спостерігатиметься інтенсивніше поглинання CO_2 листками. Чому?
14. До спиртового розчину хлорофілу додали аскорбінову кислоту та метиловий червоний, після чого помістили під яскраве світло. Через 20 хв. Червоне забарвлення розчину змінилося на зелене внаслідок відновлення барвника. Поясніть, яку роль в даній реакції відіграє хлорофіл.
15. Два однакових листка на протязі двох бід були закриті світлонепроникними чохлами. Потім листки освітили: перший – червоним, другий – жовтим світлом однакової інтенсивності. В кожного листка спостерігатиметься більший вміст крохмалів? З чим це пов'язано?
16. Чому в багатьох рослин опівдні спостерігається не поглинання, а виділення вуглекислого газу?
17. Рослину освітлювали спочатку зеленим, а потім синім світлом такої ж інтенсивності. В яких променях спостерігатиметься більш швидке виділення бульбашок O_2 ? З чим це пов'язано?
18. На відміну від більшості рослин у сукулентів продихи вдень закриті , а вночі вони відкриваються. Як протікає фотосинтез у цих рослин?
19. В умовах слабого освітлення (1% повного сонячного освітлення) листки клена поглинули 0,54 мг вуглекислого газу; листки дуба виділили 0,12 мг вуглекислого газу на 1 г сирої маси, а в листків верби не спостерігалось ані поглинання, ані виділення CO_2 . Яка з цих рослин найбільш тіньовитривала?
20. Листки квасолі відрізняються за вмістом у них хлорофілу. В яких саме листках ефективність використання хлорофілу у процесі фотосинтезу буде вища (при

- нормальному освітленні), якщо кількість цього пігменту в мг на рослинний матеріал масою 10г) становить: у одних листків 0,7 мг, у других 8,0 мг, а в третіх - 15,6 мг?
21. Скільки органічної речовини накопичує рослина за 15 хв., якщо відомо, що інтенсивність фотосинтезу становить $20 \text{ мг CO}_2 / \text{дм}^2 \text{ рік}$, а площа листків $2,5 \text{ м}^2$?
 22. За 20 хв. пагін, площа листової поверхні якого становить 240 см^2 , поглинув 16 мг вуглекислого газу. Обчисліть інтенсивність фотосинтезу.
 23. Інтенсивність фотосинтезу дорівнює $12 \text{ мг CO}_2 / \text{дм}^2 \text{ X год}$. Скільки органічної речовини (в мг) утвориться в рослині за 20 хв, якщо відомо, що площа листової поверхні рослини становить $1,5 \text{ м}^2$?
 24. Обчисліть інтенсивність фотосинтезу, якщо відомо, що за 40 хв. пагін листової поверхні якого становить 480 см^2 , поглинає 32 мг CO_2
 25. За 40 хв. пагін з площею листової поверхні 120 см^2 поглинув 12 мг CO_2 . Обчисліть інтенсивність фотосинтезу.
 26. Скільки органічної речовини утвориться в рослині за 15 хв., якщо відомо, що інтенсивність фотосинтезу $20 \text{ мг CO}_2 / \text{дм}^2 \text{ X год}$, а площа листової поверхні дорівнює $2,5 \text{ м}^2$?
 27. Скільки органічної речовини синтезує рослина з площею листової поверхні $7,5 \text{ м}^2$ за 5 хв., якщо відомо, що інтенсивність фотосинтезу становить $25 \text{ мг CO}_2 / \text{дм}^2 \text{ X год}$?
 28. Компенсаційна точка у ті невитривалих рослин складає 0,5 – 1% повного денного освітлення, а у світлолюбних – 3-5%. Які причини цієї відмінності?
 29. У яких рослин як правило, спостерігається явище листової мозаїки - світлолюбних чи тіньовитривалих?
 30. Пояснити, чому спостерігається припинення процесу фотосинтезу у зрізаного і розміщеного в воду листка навіть при найсприятливіших зовнішніх умовах?

РОЗДІЛ 4. МІНЕРАЛЬНЕ ЖИВЛЕННЯ

Робота 4.1 Мікрохімічний аналіз золи рослин

Мета роботи: навчитися визначати якісний склад золи рослин різних видів та органів рослин.

Обладнання та матеріали: зола різних рослин, дистильована вода, 10%-ний розчин аміаку (NH_3), 10%-на соляна кислота, штативи із пробірками, скляні палички з загостреним кінцем, фільтрувальний папір, мікроскопи, предметні та накривні скельця, лійки, мірні піпетки на 5 мл, шпатель, 1%-ий розчин сірчаної кислоти, 1%-ий розчин фосфорнокислого натрію (Na_2HPO_4), 1%-ий розчин молібденово-кислого амонію в 1%-ому розчині азотної кислоти, 1%-ий розчин азотнокислого стронцію, 1%-ий розчин жовтої кров'яної солі.

Основні відомості. В рослинних організмах містяться майже всі хімічні елементи, що зустрічаються в природі. Одинадцять – вуглець, кисень, водень, азот, сірка, фосфор, калій, кальцій, натрій, магній, кремній – складають 99,95% тіла рослини дістали назву макроелементів. Решта 0,05% елементів відома під назвою мікро- і ультрамікроелементів. Мінеральні елементи є складовою частиною різних органічних сполук і беруть участь у процесах обміну речовин.

Ґрунтово-кліматичні, агротехнічні умови вирощування, а також вид, сорт, особливості досліджуваних тканин впливають на вміст та склад зольних елементів, наприклад в листках міститься більше золи ніж в коренях, стовбурі та корі.

Після спалювання органічних речовин які місяться в рослинному матеріалі залишаються зола. При спалюванні азот, фосфор, вуглець та частково кисень видаляються, а в золі залишаються окисли ряду елементів – натрію, калію, кальцію, заліза та ін.

Для вивчення хімічного складу золи рослин у навчальних закладах широко використовується мікрохімічний метод виявлення зольних елементів.

Наявність хімічних елементів у золі рослин визначають якісними реакціями, в результаті яких утворюються характерні для даних сполук кристали або певне забарвлення розчину.

Хід роботи

Частина мінеральних речовин, які містяться в золі, розчинна в воді, а частина у кислоті. Тому, із дослідного зразка готують два розчини – кислотний та водний.

У дві пробірки насипати по $0,3 \text{ см}^3$ золи та додати у першу пробірку 2 мл розчину 10% соляної кислоти (HCl), а в другу – 2 мл води (H_2O). Добре розмішати скляною паличкою та відставити на 15 хв. Потім відфільтрувати крізь паперовий фільтр.

Для виявлення K , Cl , Ca , Mg , P , S реакції проводять на предметному склі. Підготувати 6 предметних скелець. Далі на предметне скло тупим кінцем скляної палички наноситись розчин золи, біля якого на відстані 2-3 мм наносять краплю відповідного реактиву. Потім чистим видовженим кінцем скляної палички з'єднують обидві краплі тонким дугоподібним канальцем. В місці взаємодії розчинів відбувається кристалізація продуктів реакції. Препарат злегка підсушити над полум'ям спиртівки і розглянути під мікроскопом.

У водній витяжці виявлять K та Cl .

Виявлення калію можна провести за допомогою водяного розчину комплексної солі $\text{Na}_2[\text{PbCu}(\text{NO}_2)_6]$. Для цього необхідно краплю водяної витяжки золи, нанесеної на предметне скло просушити над спиртівкою, а після охолодження на препарат наносять краплю реактиву. Через декілька хвилин утворюються свинцево-чорні і темно-коричневі кристали, які можна побачити під мікроскопом при малому збільшенні (Рис.4.1.1.) Реакція відбувається за таким рівнянням:



Для виявлення *хлоридів* необхідно використовувати сульфат талію.

Приготування препарату провести аналогічно попередньому тільки без підсушування. Реакція відбувається за таким рівнянням:



Хлорид талію випадає у вигляді кристалів хрестоподібної або мечоподібної форми, що мають чорний колір (рис 4.1.1).

У кислотній витяжці золи можна виявити Ca, Mg, P, S, Fe.

Для виявлення *кальцію* необхідно — на предметне скло нанести краплину кислотної витяжки золи і краплину 1%-го розчину сірчаної кислоти, краплі з'єднують і підсушують на полум'ї спиртівки. Відбувається реакція:



В результаті утворюються кристали гіпсу (Рис. 6.2.1.) голкоподібної форми.

Для виявлення *магнію* краплю розчину золи на предметному склі нейтралізують спочатку розчином аміаку, а потім з'єднують з краплею 1%-го розчину фосфату натрію. Реакція відбувається за таким рівнянням:



При повільній кристалізації утворюються кристали фосфорно-аміачно-магнієвої солі (Рис.4.1.1.)

Для виявлення *фосфору* необхідно: скляною паличкою нанести на предметне скло 1-2 краплі досліджуваного розчину; поруч нанести піпеткою крапельку 1%-ого розчину молибденовокислого амонію в 1%-ній азотній кислоті; при наявності в розчині фосфору під мікроскопом буде спостерігатись зеленувато-жовтий дрібнокристалічний осад фосфорно-молибденового аміаку у вигляді дрібних часточок округлої, ромбічної, яшикоподібної форми, реакція йде по рівнянню:

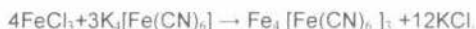


Присутність *сірки* можна знайти так: скляною паличкою нанести на предметне скло 1-2 краплі досліджуваного розчину, додати до фільтрату крапельку 1%-го розчину азотнокислого стронцію.



В результаті реакції утворюються закруглені кристали сірчано-кислого стронцію, які добре помітні під мікроскопом.

Для виявлення в золі *заліза* необхідно нанести скляною паличкою на предметне скло 2-3 краплі фільтрату, додати до фільтрату 1-2 краплі 1%-ого розчину жовтої кров'яної солі і покласти предметне скло з розчином на листок білого паперу. Навіть без мікроскопу буде спостерігатись утворення берлінської лазурі, що має блакитне забарвлення. Реакція йде по рівнянню:



В кінці роботи замальовувати по 3-5 кристалів кожного елемента та заповнити таблицю.

Таблиця 4.1.1. Вміст різних елементів у золі рослини

Зола частин рослини	Вміст елементів мінерального живлення					
	калій	кальцій	магній	Фосфор	сірка	залізо

Примітка: вміст елементів мінерального живлення в золі визначати візуально і позначати так:

Дуже багато – “+++”; багато – “++”; мало – “+”; відсутні – “-”.

На підставі порівняння вмісту різних елементів мінерального живлення в одній рослині й у різних рослинах (чи частинах рослин) по одному конкретно узятому елементу зробити необхідні висновки.

Робота 4.2 Ріст коренів пшениці в розчині чистої солі й у суміші чистих солей

Мета роботи: вивчити вплив на ріст рослин розчинів чистих солей та їх сумішей.

Обладнання та матеріали: 0,12 н розчини чистих солей хлористого натру, хлористого калію, хлористого кальцію, насіння ячменя чи пшениці, чашки Петрі із кришками, фільтрувальний папір, ножиці, мірні колби на 500 мл, ваги з важками, шпатель, мірні циліндри на 10 мл.

Основні відомості. Доведено, що розчин очищеної солі NaCl, який відповідає концентрації морської води отруйний для рослини. Якщо додати до розчину чистої солі NaCl незначну кількість солей Ca або Mg, то токсичність його різко знижується (Рис.4.2.2.). Це явище дістало назву антогонізму іонів. Найчастіше антогонізм іонів виявляється між одно- та двовалентними катіонами. Антогонізм іонів можна вивчити на розвитку кореневої системи рослин, які вирощуються в 0,12 н розчинах KCl, CaCl₂, NaCl та інших сумішах. Підбираючи різні концентрації іонів, можна скласти комбінацію їх, на якій рослини нормально розвиватимуться. Таку оптимальну комбінацію іонів називають зрівноваженим розчином.

Хід роботи

Приготувати по 500 мл 0,12н розчину хлористого натру, хлористого калію, хлористого кальцію. Розрахунки для готування розчинів записати в таблицю.

Таблиця 4.2.2 - Кількість води та солі, яка необхідна для виготовлення розчинів

Назва солі	Кількість солі, г	Вміст води, мл	Вміст розчину, мл
NaCl			500
KCl			500
CaCl ₂			500

Узяти 5 чашок Петрі, у кожную з них покласти по 2-3 кружечка з фільтрувального паперу, і налити в кожную чашку по 10 мл наступних розчинів: у першу – хлористого натру, у другу – хлористого калію, у третю – хлористого кальцію, у четверту – суміш солей хлористого калію і хлористого кальцію в співвідношенні 3/1, у п'яту – суміш солей хлористого калію, хлористого натру і хлористого кальцію в співвідношенні 2/1/1.

Посіяти в кожную чашку Петрі з відповідними розчинами по 10 штук насінин пшениці чи ячменю. На кружках фільтрувального паперу олівцем написати варіант досліду, дату постановки досліду, прізвище виконавця, змочити кожен кружечок фільтрувального паперу відповідним розчином і приклеїти його надписаною стороною

до кришки чашки Петрі. Прикрити кришкою чашку Петрі так, щоб залишався доступ повітря до насіння. Поставити всі чашки Петрі з насіннями в термостат при температурі 25 °С для проростання. Через 7-10 днів вимірюють довжину корінців по варіантах досліду і результати записують у таблицю.

Таблиця 4.2.3 - Визначення інтенсивності росту коренів у розчинах чистих солей та їх суміші

Варіант досліду	Сумарна кількість корінців на 10 рослинах, шт.	Середня кількість корінців на 1 рослину, шт.	Сумарна довжина всіх корінців на 10 рослинах (мм)	Середня довжина одного корінця (мм)
Розчин NaCl				
Розчин KCl				
Розчин CaCl ₂				
Суміш розчинів KCl+CaCl ₂				
Суміш розчинів KCl+NaCl+CaCl ₂				

Дані записати у таблицю.

Зробити висновки про вплив розчинів окремо узятих солей і їхніх сумішей на ріст коренів пшениці і ячменя.

Робота 4.3. Антагоністичний вплив іонів калію і кальцію на цитоплазму рослинної клітини

Мета роботи: ознайомитися із антагоністичним впливом між іонами калію і кальцію.

Обладнання та матеріали: мікроскопи, предметні скельця, накривні скельця, пінцети, препарувальні голки, скляні бюкси, синя цибуля, 1 М розчини KNO₃ та Ca(NO₃)₂.

Основні відомості. Антагонізм іонів проявляється як між різними іонами однакової валентності так і між іонами різної валентності. Найбільше він спостерігається між одно- та двовалентними катіонами. Прикладом цього може бути антагонізм між калієм і кальцієм. Про те, що одно і двовалентні катіони калію та двовалентні кальцію зумовлюють різну і навіть протилежну фізіологічну дію, свідчить різна форма плазмолізу, яку вони спричиняють у рослинних клітин.

Хід роботи

У три скляні бюкси наливають приготовлені 1М розчини: у перший – розчин KNO₃ у другий – розчин Ca(NO₃)₂, у третій – суміш з 9 частин KNO₃ та однієї частини Ca(NO₃)₂. В розчини занурюють по кілька зрізів шкiрочки синьої цибулі. Бюкси закривають і притертими кришками і залишають на 0,5-1 годину. Після цього зрізи виймають і ретельно розглядають під мікроскопом. У клітинах тих зрізів, які були в розчині KNO₃ добре видно ковпачковий плазмоліз (рис. 1.13.5.). Це явище є результатом впливу на цитоплазму іонів калію. У клітинах зрізів, які витримували у розчині Ca(NO₃)₂ така форма плазмолізу не спостерігається. Це свідчить про те, що іони кальцію виявляють протилежну фізіологічну дію на цитоплазму клітини. Особливо чітко це явище

виявляється у суміші розчинів калію і кальцію (9/1). Отже іони кальцію мають антагоністичний вплив на іони калію тому, що навіть невеличка домішка розчину солі кальцію, додана до розчину калійної солі, паралізує дію іонів калію на цитоплазму.

Аналогічний дослід можна зробити розглядаючи під мікроскопом епідерму синьої цибулі занурену у краплі відповідних розчинів. І виявляючи різні форми плазмолізу. В кінці роботи зробити малюнки та відповідні висновки про антагонізм іонів калію і кальцію.

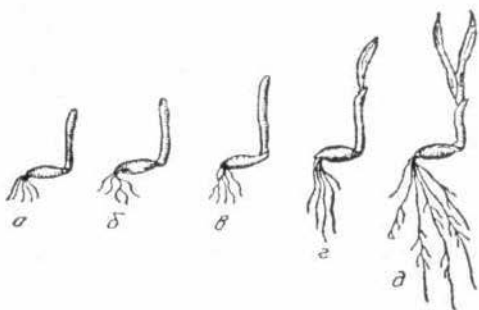
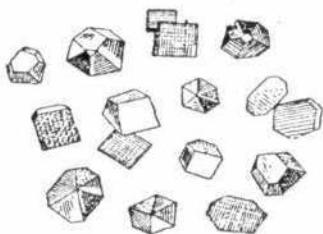
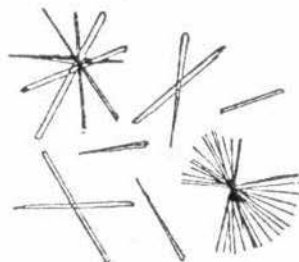


Рис. 4.2.2. Ріст коренів ячменю на розчинах однієї і сумішах солей на 10-й день після початку вирощування

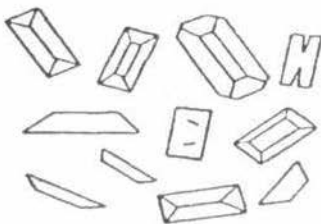
- А) - в 0,12 н розчині NaCl;
- Б) - в 0,12 н розчині KCl
- В) - в 0,12 н розчині CaCl₂;
- Г) - в розчині 0,12 н KCl + 0,12 н CaCl₂ (у співвідношенні 3/1)
- Д) - в розчині 0,12 н KCl + 0,12 н CaCl₂ + 0,12 н NaCl (у співвідношенні 2/1/1)



Кристали нітрит-калію-свинцю-міді



Кристали сульфату кальцію



а

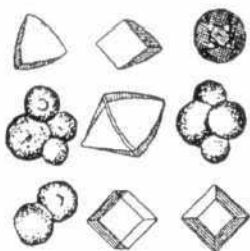
Кристали фосфат-магнію-амонію

а - повільна кристалізація



б

б - швидка кристалізація



Кристали фосфомолібдату амонію



Кристали сульфату свинцю

Рис. 4.1.1. Кристали мінеральних елементів під мікроскопом

Робота 4.4. Визначення нітратів в рослинах

Мета роботи: ознайомитися із методикою виявлення нітратів у рослин, та виявленням їх відносної кількості.

Обладнання та матеріали: живі рослини, розчин дифеніламіну в концентрованій сірчаній кислоті (0,1 г в 10 мл кислоти), біла фарфорова тарілка, ножиці, скляна паличка, склянка з водою, фільтрувальний папір.

Основні відомості. Солі азотної кислоти (нітрати), які поглинаються корінням з ґрунту, в рослині відновлюються до аміаку, який зв'язується амінокислотами (піровиноградною, щавелевооцтовою, α -кетоглутаровою), утворюючи в процесі амінування так звані первинні амінокислоти – аланін, аспарагінову та глутамінову. Інші амінокислоти утворюються шляхом переамінування. Значна частина аміаку зв'язується також в процесі амінування.

При досить високому вмісті розчинних вуглеводів і високій активності відповідних ферментів перераховані біохімічні процеси відбуваються в корінні. Але частина нітратів може перейти через паренхіму кореня в незмінному вигляді. В цьому випадку нітрати підіймаються з висхідним током до листків, де і відбувається їх відновлення.

Для визначення нітратів можна використовувати реакцію з дифеніламіном, який в присутності іона NO_3^- утворює синє анілінове забарвлення. По інтенсивності посиніння можна говорити про приблизну кількість нітратів в досліджуваній рослині.

Дослідження такого плану корисні і тим, що в теперішній час велика увага приділяється харчуванню людиною екологічно чистими продуктами не шкідливими для здоров'я.

Хід роботи

Розмістити на білу тарілку шматочки досліджуваного матеріалу рослини. Розім'яти ці шматочки скляною паличкою (паличку кожен раз змивати та витирати насухо). До утвореної маси додати розчин дифеніламіну в концентрованій сірчаній кислоті. Дослідити 2-3 рослини різних видів або рослин одного виду, які росли в різних умовах (на сонці, в затінку, до та після підживлення мінеральними добривами та ін.). Результати записати в таблицю, оцінюючи посиніння за п'ятибальною системою.

Таблиця 4.3.4 - Виявлення кількості нітратів у різних органах рослин

Назва рослини	Умови вирощування	Кількість нітратів	
		В черешку	В листовій пластинці

На основі результатів досліджень зробити висновки і вказати: в яких органах рослин відбувалося відновлення нітратів і як впливають зовнішні умови на вміст нітратів в рослинному організмі.

Контрольні запитання і задачі до теми: "Мінеральне живлення рослин"

1. Як можна виростити рослину без ґрунту? Яких умов для цього слід дотримуватися?
2. Чи відноситься натрій до числа необхідних для рослини елементів?
3. Які органи рослин (листки, дерев'яніле стебло, запасуючі органи) містять більше зольних елементів?
4. Спори цвільового гриба внесли в поживне середовище, яке містить цукор та різні солі, до складу яких входять N, S, K, Mg, Fe та мікроелементи. Не дивлячись на цілком сприятливі умови, ріст гриба відбувався тільки на протязі перших двох днів, а потім припинився. Як пояснити одержаний результат?
5. В яких листках (верхніх чи нижніх) проявляються виражені симптоми дефіциту азоту, калію та фосфору?
6. Коренева система ячменю протягом трьох хвилин знаходилася у розчині метиленового синього і поглинула 1,4 мг барвника. За цей час відбулося насичення адсорбуючої поверхні кореня. Протягом наступних 1,5 хв. корені поглинули 0,8 мг метиленової сині, оскільки частина поверхні кореня звільнилася від барвника в результаті надходження його до внутрішніх тканин кореня. Яке співвідношення між робочою та неробочою поверхнею кореня ячменю? Чи можуть вони бути рівними за даних умов?
7. В яких листках (молодих чи старих) міститься більше зольних елементів і з чим це пов'язано?
8. Під час пересування речовин з кори до стели через пропускні клітини ендодерми (відрізняються від решти клітин живим протопластом) потік речовин проходить мембранний контроль. Чи відрізнятимуться механізми транспорту води і іонів через мембрани пропускних клітин і чому?
9. Що розуміють під загальною адсорбуючою поверхнею кореневої системи і чим вона відрізняється від робочої поверхні?
10. Чим відрізняються за зовнішнім виглядом рослини, вирощені без N, K і P від рослин, які вирощували на повних живильних сумішах?
11. В рослини, яку виростили на ґрунті з подвійною дозою нітратів, визначали вміст їх у корені, стеблі та листках дифеніламіном. Які висновки про перетворення нітратів можна зробити, якщо:
 - А) в жодному з органів нітрати не виявлені;
 - Б) нітрати виявлені в корені, в значній кількості в стеблі, але відсутні в листках;
 - В) нітрати в корені не виявлені, але в невеликій кількості знайдені в стеблі та листках?
12. Яка фотосистема I чи II більшою мірою відповідає за інтенсивність відновлення нітратів у рослин? Обґрунтуйте відповідь рівняннями реакцій.

13. В яких листках (старих чи молодих) швидше проявиться хлороз, обумовлений нестачею розчинних солей заліза в ґрунті?
14. Для відновлення поживних якостей ґрунту на одній ділянці внесли калійне добриво, до другій – фосфорне, на третій – азотне, а четверту ділянку не підживлювали (контроль). Найбільший врожай одержали на третій ділянці, дещо менший – на першій, а на другій ділянці та в контрольному варіанті результат співпадав. Яких елементів не вистачає в даному ґрунті і чому?
15. В яких органах рослин відновлюються нітрати?
16. В чому проявляється негативний вплив надлишку азотних добрив на урожай пшениці і картоплі?
17. Чому в листках після розміщення рослин на яскравому світлі вміст нітратів різко зменшується? Відповідь поясніть.
18. Чому при нестачі кальцію в рослині спостерігається розм'якшення та ослизнення рослинних тканин?
19. Поясніть біологічний зміст утворення кристалів оксалату кальцію в рослинних клітинах.
20. Шматочки черешка та листової пластинки буряка помістили на тарілку, розім'яли скляною паличкою та облили розчином дифеніламіну в сірчаній кислоті (реактив на нітрати). Тканини черешка інтенсивно забарвилися в синій колір ніж тканини листової пластинки. Як пояснити отриманий результат?
21. Чому органічні добрива рекомендують вносити великими дозами і задовго до посіву?
22. Яким чином можна усунути хлороз у рослин, якщо ґрунт містить достатню кількість сполук заліза, але воно знаходиться в недоступній для рослин формі?
23. Внесення азотних добрив у спекотний та сухий період літа спричинило не підвищення, а навіть деяке зниження врожаю дослідних ділянок порівняно з контрольними ділянками. Чому?
24. Кореневу систему витримали протягом кількох хвилин у розчині метиленової сині, а потім ретельно промили дистильованою водою і помістили у розчин хлориду кальцію. Згодом розчин набув добре помітного синього кольору. Поясніть це явище.
25. На чому ґрунтується виявлення антагоністичної дії іонів калію та кальцію на цитоплазму рослинної клітини?
26. Чи вірне ствердження, що клітинний сік може бути показником нестачі в ґрунті того або іншого елемента і чому?
27. Які мікроелементи широко застосовуються в сільському господарстві?
28. Дві однакові рослини вирощували за різних умов: одна в посудині, заповненій ґрунтом масою 10 кг, друга – в посудині з водною витяжкою ґрунту рівного об'єму. Яка з рослин ростиме інтенсивніше і чим це пояснюється?
29. За відсутності в поживному середовищі певних елементів у рослин з'являються ознаки хлорозу. Відсутність якого з елементів спричиняє інтенсивне пожовтіння молодих листків.
30. Пересування мінеральних речовин по ксилемі – це пасивний процес, який незначною мірою пов'язаний з обміном. Як зміниться швидкість руху пасоки по стеблу, якщо його серцевину обмотали ватою, моченою ефіром чи хлороформом?

РОЗДІЛ 5. ДИХАННЯ ТА БРОДІННЯ

Робота 5.1. Виявлення поглинання кисню повітря під час дихання насіння яке проростає

Мета роботи: ознайомитися із процесом дихання на прикладі пророслого насіння олійних культур.

Обладнання та матеріали: насіння олійних культур, що проростають, банка на 500-1000мл з газовідвідною трубкою і з пробками до них, маленькі склянки, довгі пінцети, стаканчики на 50мл з забарвленою водою, сірники, розчин лугу, скалки.

Основні відомості. Диханням називають біологічне окислення органічних речовин до вуглекислоти та води, яке відбувається із виділенням енергії. Цей процес може бути виражено наступним сумарним рівнянням:



Не вся енергія, яка вивільнюється в процесі дихання, може бути використана в процесах життєдіяльності. Використовується в основному та енергія, яка акумулюється в АТФ та іде на процеси синтезу (білку, нуклеїнових кислот та інших важливих органічних сполук). Дихання – складний фізіологічний процес, який іде через ряд етапів.

На його проміжних стадіях утворюються органічні сполуки, які потім використовуються в процесах життєдіяльності

Найбільш придатний об'єкт для спостереження процесу дихання – проросле насіння.

Хід роботи

В банку об'ємом 1 л або трохи менше насипати одну третину пророслого насіння, потім закривають її добре підігнаною гумовою пробкою, та ставлять в тепле місце. На наступний день досліджують повітря в банці, для чого відкривши пробку в банці опускають в неї запалену скалку. Якщо скалка тухне, то в банці в результаті процесу дихання кисень поглинувся пророслим насінням, а виділився вуглекислий газ.

Більш складна постановка цього досліді зображена на рис 5.1.1. В середину колби з газовідвідною трубкою на початку досліді, поверх пророслого насіння, пінцетом вставити невеликий циліндр з розчином їдкого натрію (одна частина твердого їдкого натрію на дві частини дистильованої води). Газовідвідну трубку із скляним капіляром на кінці вставити в склянку з забарвленою водою. Горловина колби герметично закривається пробкою. В процесі дихання проросле насіння поглинає кисень, а виділяє вуглекислий газ, який поглинається лугом в циліндрику. Об'єм повітря всередині колби зменшується і забарвлена рідина підіймається по відвідній трубці.

Зробити висновки про процес дихання, який відбувається в пророслому насінні.

Робота 5.2. Спиртове бродіння

Мета роботи: ознайомитися з процесом бродіння на прикладі життєдіяльності дріжджів.

Обладнання та матеріали: дріжджі, цукор, баритова вода, розчин NaOH, йод металевий, двохромовокислий калій, концентрована сірчана кислота, колбочки на 100-200мл з газовідвідною трубкою та гумовими пробками, водяна баня, термометри, штативи із пробірками, склянки на 50мл, кристалізатори з водою, штативи, спиртівки, сірники.

Основні відомості. Бродінням називають анаеробний процес перетворення безазотистих органічних речовин (головним чином вуглеводів) мікроорганізмами, при

якому відбувається накопичення продуктів неповного окиснення (спиртів, органічних кислот, вуглеводів та ін.) і який супроводжується виділенням енергії. Біологічне значення бродіння заключається в утворенні енергії для життєдіяльності мікроорганізмів, подібно диханню тварин і рослин.

Процеси бродіння широко розповсюджені в природі. Мікроорганізми, які викликають бродіння проводять грандіозну біохімічну роботу. З енергетичної точки зору процеси бродіння дуже неекономічні. Але продукти бродіння є, крім того, знаряддям боротьби між різними видами мікроорганізмів за своє місце існування.

Розрізняють наступні види бродіння за характером продуктів, які накопичуються під час бродіння головних продуктів: молочнокисле, пропіоновокисле, маслянокисле, спиртове та ін., вони викликаються різноманітними видами бактерій та дріжджами. На практичних заняттях найкраще, як приклад, проводять спиртове бродіння. Процес спиртового бродіння схематично можна зобразити наступним рівнянням.



Мікроорганізми, які викликають спиртове бродіння – дріжджові грибки. Спиртове бродіння має дуже велике значення у господарстві

Хід роботи

У колбу з газовідвідною трубкою налити до половини її вмісту суміш розчину цукру з дріжджами. Колбу герметично закрити пробкою. За допомогою затисків розмістити колбу в штативі. Налити в водяну баню води і підігріти її до 40 °С, перевіряючи температуру термометром. Опустити колбу із сумішшю цукру з дріжджами (в співвідношенні 1 частина розчину дріжджів та 5 частин 10% розчину цукру) в підігріту до 40 °С воду. Приблизно через 30-40 хв. процес бродіння стабілізується, а повітря, яке було у газовідвідній трубці буде витіснено газом, який утворюється в процесі бродіння. Для збирання з колби по газовідвідній трубці цього газу, необхідно надягти на трубку пробірку, заповнену водою і поставити її в кристалізатор з водою так щоб отвір пробірки був під водою (Рис. 5.2.2.).

Для виявлення *вуглекислого газу* необхідно: налити в склянку розчин лугу і опустити в нього отвором вниз пробірку з газом (при наявності вуглекислого газу в пробірці розчин лугу буде підійматися в пробірку завдяки поглинанню CO₂ розчином лугу); або налити в пробірку з газом баритову воду і добре збовтати (при наявності CO₂ баритова вода стане каламутною).

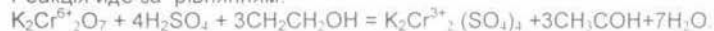
Для виявлення *спирту* в колбі необхідно: налити в пробірку 5мл маси, що перебродила, додати в пробірку з вмістом 5-6 крапель лугу; підігріти до 60 °С на водяній бані, кинути декілька кристаликів металевого йоду і продовжувати нагрівати, у присутності спирту випадає дрібний жовтий осад йодоформу, яким можна визначити по запаху. Реакція йде за наступним рівнянням:



Знайти *спирт* можна також реакцією з двохромовокислим калієм у присутності концентрованої сірчаної кислоти. Для цього необхідно: налити в пробірку 5мл маси, що перебродила, кинути в пробірку кристалик K₂Cr₂O₇, потім додати 5-6 крапель концентрованої сірчаної кислоти, вміст пробірки підігріти на спиртівці.

Зміна жовтого кольору двохромовокислого калію на зелений внаслідок відновлення хрому, говорить про наявність у рідині спирту, при цьому утвориться оцтовий альдегід, що відчувається по запаху.

Реакція йде за рівнянням:



В кінці роботи зробити та записати зошит відповідні висновки



Рис. 5.1.1. Установка для вимірювання поглинання кисню повітря насінням, яке проростає

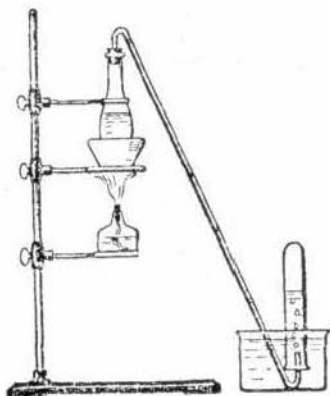


Рис. 5.2.2. Установка для спостереження за процесом бродіння

Контрольні запитання і задачі до теми: “Дихання та бродіння”

1. В яких органах рослин дихання протікає інтенсивніше: в квітках, листках, стеблах, бруньках чи запасній паренхімі?
2. 15 г бруньок за 30 хв. виділили 3 мг CO_2 . Обчисліть інтенсивність дихання на 1 г сухої маси за 1 год., якщо відомо, що вміст сухої речовини в бруньках становить 40%.
3. Скільки CO_2 виділиться з 1 кг насіння за 10 діб, якщо відомо, що інтенсивність дихання цього насіння дорівнює 0,1 мг CO_2 на 1 г сухої речовини за годину (на суху речовину в насінні припадає 63%).
4. Чи шкідливо в приміщенні тримати кімнатні рослини, які поглинають кисень так необхідний людині? Скільки кисню поглинають рослини загальною масою 2 кг в кімнаті об'ємом 45 м^3 за 10 год., якщо відомо, що середня інтенсивність

- дихання їх становить 12 мл кисню на 1 г за добу? Відповідь обґрунтуйте розрахунками.
5. На світлі при температурі 25⁰ С рослина інтенсивно поглинала вуглекислий газ. При підвищенні температури до 40⁰ С поглинання CO₂ змінилося інтенсивним його виділенням. Поясніть причину зміни газообміну.
 6. Чому для кращого збереження овочів у сховищах підтримують низькі позитивні температури та високу концентрацію CO₂?
 7. Яким буде склад запасних речовин насіння, якщо дихальний коефіцієнт дорівнюватиме: 0,3; 0,8; 1,07?
 8. В набубнявілому насінні ячменю дихальний коефіцієнт становив 0,8. При подальшому проростанні насіння підвищився до 1,4. Чому?
 9. Чому зерно, яке закладають на зберігання, повинно мати вологість не вище 12-14%? Що станеться, якщо вологість зерна буде вищою?
 10. Поясніть причини різкого підвищення інтенсивності дихання при збільшенні вмісту кисню в навколишньому середовищі від 1 до 6%, причому в результаті наступного підвищення вмісту кисню інтенсивність дихання майже не змінюється.
 11. Чи відрізняється за величиною дихального коефіцієнта насіння злаків та олійних культур?
 12. Чому вищі рослини не можуть протягом тривалого часу підтримувати життя в анаеробних умовах, хоча і не гинуть одразу ж після попадання в безкисневе середовище?
 13. Який зв'язок існує між величиною дихального коефіцієнту та енергетичною ефективністю дихання?
 14. Чому не можна зберігати вологе насіння?
 15. Відомо, що дихання еукаріот складається з двох фаз. Яка з них характерна для вищих рослин?
 16. Інтенсивність дихання насіння становить 0,15 мг CO₂ на 1 г сухої маси речовини за 1 год. Скільки вуглекислого газу виділить 1,2 кг насіння за 5 діб, якщо вміст води в насінні становить 14%?
 17. Для досліду взяли дві порції насіння з однаковою масою. Одну порцію використали для визначення абсолютно сухої маси, другу поставили для пророщування в темряві на 2 тижня. Потім проростки вийняли з ґрунту, ретельно промили водою, зважили, висушили до абсолютно сухої маси і знову зважили. Поясніть одержані результати.
 18. Відомо, що процес дихання залежить від наявності кисню. При підвищенні його вмісту в навколишньому середовищі бродіння уповільнюється. Які явища при цьому спостерігаються? Що таке ефект Пастера?
 19. Один з факторів, які впливають на інтенсивність дихання, це вміст в повітрі вуглекислого газу. Чому при високій концентрації CO₂ (більше 40%) інтенсивність дихання рослин гальмується?
 20. Дихальний коефіцієнт у проростків пшениці при вмісті в повітрі 21% кисню становив 0,98; при вмісті 5% кисню - 0,93; при вмісті 3% кисню - 3,34. Як пояснити різке зростання величини дихального коефіцієнту?
 21. За яких умов у рослин зростатиме величина дихального коефіцієнту?
 22. Як пояснити різну величину дихального коефіцієнту у пророслого крохмаловмістного та у маслянистого насіння?
 23. В чому полягає зв'язок між диханням та бродінням?
 24. На чому ґрунтується процес спиртового бродіння?
 25. На яких виробництвах використовують процес спиртового бродіння?
 26. Яку роль відіграють молочнокисле та маслянокисле бродіння в народному господарстві?

РОЗДІЛ 6. РІСТ ТА РОЗВИТОК РОСЛИН

Робота 6.1. Визначення зони росту стебла та кореня

Мета роботи: ознайомитись із зоною росту стебла та кореня.

Обладнання та матеріали: проросле насіння гороху, квасолі, гарбуза та ін. із прямими корінцями і невеликими стеблинками (подсім'ядольне коліно), туш, ручки з перами, ентомологічні шпильки, міліметрові лінійочки, судини для вологої камери, нитки, фільтрувальний папір.

Основні відомості. Корінь і стебло ростуть у довжину за рахунок діяльності верхівкової меристеми. У процесі росту рослинні клітини послідовно проходять три фази: 1)ембріональну, 2) розтягнення, 3)диференціювання (Рис. 6.1.1.). Найбільш значне збільшення розмірів спостерігається у другій фазі. Для виявлення зони розтягнення клітин зручно користуватися методом нанесення на поверхню органа, який росте, чорнилами рисок на однаковій відстані одна від одної. По зміні відстані між рисками через певний час виявляють ріст різних ділянок орган, у який досліджується.

Хід роботи

Визначення зони росту кореня. Взяти три насінини із прямими невеликими (1-1,5см) корінцями. За допомогою пера чорнилами нанести мітки на відстані 1мм одна від одної протягом усієї довжини корінця. На ентомологічну шпильку наколоти етикетку з позначкою виконавця даної роботи. Шпилькою з етикеткою обережно, намагаючись не зачепити ні корінця ні бруньки, проколоти сім'ядоль і прикріпити її до пробки вологої камери так, щоб корінець був спрямований вертикально вниз. Стінки вологої камери треба попередньо обкласти фільтрувальним папером а на дно налити води. Щоб насіння не підсихало, підкласти під нього смужку фільтрувального паперу, кінець якого опустити у воду. Банку зверху закрити і поставити в термостат при температурі 25 °С. Через дві доби виміряти міліметровою лінійкою відстань між мітками на корінцях усіх трьох проростків, якщо мітки при рості перетворилися у смужки, то вимірювання проводять з їх середини. Підрахувати прирости для кожної ділянки, віднімаючи із отриманих величин вихідну відстань між мітками. Результати записати в таблицю у послідовності знизу вгору (за першу відстань між мітками приймається відстань від кінчику кореню до першої мітки).

Визначення зони росту стебла. Нанести на підсім'ядольне коліно трьох проростків соящика або квасолі чорнилами мітки на відстані 1 мм одна від одної, починаючи від місця прикріплення сім'ядоль. Полити рослини і помістити у темноту. Виміри проводять аналогічно вимірюванням зони росту корінця. Результати записати в таблицю.

Таблиця 6.1.1 - Визначення зони росту стебла та кореня

Корінці	Приріст ділянок кореня, мм									
Мітки	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1										
2										
3										
Середнє										
Стебло	Приріст ділянок стебла, мм									
1										
2										
3										
Середнє										

Замалювати проростки насіння з нанесеними чорнилами мітками на корінці і стебельцях на початку досліду і наприкінці його. Замалювати криву росту корінця і стебельця (підсім'ядольного коліна), відкладаючи на вісі абсцис мітки одна за одною, а на вісі ординат – приріст між окремими мітками.

Зробити висновки, у яких відзначити місце розташування зони росту кореня і стебла, вказавши ці зони на малюнку.

Робота 6.2. Вплив гетероауксину на ріст кореня

Мета роботи: виявити вплив різних концентрацій гетероауксину на ріст коренів.

Обладнання та матеріали: насіння пшениці, соняшника, інших рослин, 0,01%-ий розчин гетероауксину, чашки Петрі із кришками, піпетки градуйовані на 10 мл.

Основні відомості. Фітогормони ауксини – це речовини індольної природи. Одним із представників цієї групи є гетероауксин який має таку емпіричну формулу $C_{10}H_9O_2N$. Він і деякі подібні до нього сполуки широко поширені у рослин. Найбільше його міститься в молодих меристематичних клітинах, які ростуть, у тканинах верхівок стебел і корінців, молодих листках і плодах, зав'язях, пилку, бруньках тощо. Ауксини рухаються по рослині полярно, тобто з верхівки стебла вниз, а із верхівки кореня вгору.

Найяскравішим проявом фізіологічної дії ауксинів є їхній вплив на ріст клітин у фазі розтягнення. Вони подібно до інших фітогормонів зумовлюють корелятивний ріст рослин.

Живці, які оброблено гетероауксином, укорінюються навіть у рослин, які зазвичай не укорінюються. Дія гетероауксину залежить від концентрації. Висока концентрація може зумовлювати гальмування росту. При чому для різних рослин ця концентрація може бути різною.

Хід роботи

Взяти 5 чашок Петрі, на дно кожної покласти кружечки фільтрувального папера і налити в них розчини гетероауксину різної концентрації:

- у 1-гу чашку налити 10мл 0,01%-ого розчину гетероауксину;
- у 2-гу чашку – 1мл 0,01%-ого розчину гетероауксину і 9мл води;
- у 3-гу чашку – 1мл розчину з 2-й чашки і 9мл води;
- у 4-гу чашку – 1мл розчину з 3-й чашки і 9мл води;
- у 5-гу чашку – 10мл води.

Помістити рівномірно в кожну чашку по 10 однакових насінин, закрити чашки кришками, попередньо розмістивши в них етикетки з інформацією про прізвище виконавця, дату постановки досліду, концентрації розчину і поставити їх у термостат при температурі 25 °С. Через тиждень виміряти довжину корінців усіх проростків у кожній чашці окремо й отримані результати записати в таблицю.

Таблиця 6.2.2 - Показники росту коренів у розчинах гетероауксину різних концентрацій

№ чашки	Концентрація гетероауксину, %	Загальна кількість корінців 10 проростків	Середня кількість корінців на одній рослині	Загальна довжина корінців 10-ти проростків, мм	Середня довжина одного корінця, мм
1	0,01				
2	0,001				
3	0,0001				
4	0,00001				

Зробити висновки про вплив гетероауксину різної концентрації на ріст коренів. Записати механізм дії гетероауксину.

Робота 6.3. Гідротропізм

Мета роботи: ознайомитись із здатністю рослинних об'єктів до гідротропізму.

Обладнання та матеріали: насіння льону, гірчиці, скляні банки на 200 мл, скляні пластинки, що розміщуються в банці, фільтрувальний папір, нитки.

Основні відомості. Тропізми, які викликаються однобічним водопостачанням, мають назву гідротропізми. Здатність до позитивних гідро тропічних вигинів добре виражена у коренів, які при нерівномірному розподілі вологи в ґрунті направляють свій ріст у більш вологій ділянці.

Хід роботи

Обгорнути дві скляні пластинки фільтрувальним папером і обв'язати нитками (Рис.6.3.2.). Папір на пластинці змочити водою. На одній стороні вгорі пластинки розкласти двома рядами по 5-7 насін'я льону чи гірчиці. Налити в банку води шаром в 1 см. Поставити в банку з водою пластинку (з насіннями у верхній частині) похило так, щоб насіння знаходилося на нижній стороні пластинки. Те ж саме проробити і з другою пластинкою. Одну банку щільно закрити склом чи поліетиленовою плівкою (для створення у банці насичену водяними парами атмосферу), іншу банку залишити відкритою. Обидві банки помістити в темне місце (термостат при 25 °C). Через тиждень розглянути і замальовувати положення корінців в обох банках.

У висновках дати визначення явищу гідро тропізму та пояснити причини неоднакового напрямку росту коренів в різних варіантах.

Робота 6.4. Геотропізм

Мета роботи: ознайомитись із здатністю рослинних об'єктів до геотропізму.

Обладнання та матеріали: проростків насіння кукурудзи та бобів, скляні пластинки, банки на 200 мл, пінцети, лезо, фільтрувальний папір.

Основні відомості. Геотропізм – це процес вигинання частин рослини, які ростуть, під впливом однобічної дії сили тяжіння. Для отримання геотропічних вигинів коріння або стебла, які ростуть строго вертикально, треба розмістити в горизонтальне або похиле положення і створити сприятливі умови для росту.

Хід роботи

Обгорнути квадратні скляні пластинки фільтрувальним папером, змочити папір водою і розкласти на них у верхній частині в один ряд 7-8 насінин кукурудзи і бобів, які почали проростати, корінцями вниз на відстані 1 см одне від одного. Налити в банку води і помістити в неї пластинку з насінням в незначно похилому положенні (Рис. 6.4.3., 6.4.4). Закрити банку скляною пластинкою чи папером і помістити в темне місце.

Через кілька днів (4-5), коли корінці виростуть до 2-3 см, вийняти пластинку, повернути її на 90° і знову помістити в банку так, щоб усі корінці опинилися в горизонтальному положенні. Для виявлення ролі зони ділення в явищі геотропізму у частини рослин (проростків) зрізати гострою бритвою (лезом) кінчики кореню (1-2 мм). Після чого банку знову закрити і помістити її в темряву. Через 2-3 дні розглянути проростки і замальовувати їх.

У висновках дати визначення явищу геотропізму, пояснити механізм геотропічних вигинів. На малюнку відзначити місце сприйняття дії земного тяжіння та зону геотропічних вигинів.

Робота 6.5. Спостереження за ростом рослини за допомогою ауксонометра

Мета роботи: навчитись визначати інтенсивність росту рослин за допомогою ауксонометру.

Обладнання та матеріали: ауксонометри, проростки соняшника або квасолі в стаканчиках, нитки, штативи для монтування ауксонометру.

Основні відомості. Усі процеси росту і розвитку відбуваються завдяки поділу, росту і диференціації клітин. Ріст у довжину, галузнення пагонів і коренів відбувається завдяки діяльності апікальних меристем верхівок пагонів і коренів. У товщину рослини ростуть за рахунок діяльності клітин камбію, або бічної меристеми. За ростом пагону вверх зручно спостерігати за допомогою ауксонометру, який дозволяє за відносно короткий період часу виявити ріст.

Хід роботи

Змонтувати ауксонометр у штативі. За допомогою гумового кільця прикріпити нитку до верхівки зростаючої частини рослини. Перекинути нитку через блок ауксонометру так, щоб нитка була туго натягнута, а стрілка ауксонометра була встановлена на нульовому розподілі шкали ауксонометру (Рис.6.5.5.). Через 2-3 години спостерігати за відхиленням стрілки. Замалювати ауксонометр (показники стрілки) із прикріпленою до нього рослиною на початку досліду і в кінці. У висновках дати визначення поняттю росту і записати методи визначення росту.

Робота 6.6. Спостереження фототаксису

Мета роботи: Ознайомитися із явищем фототаксису.

Обладнання та матеріали: вода з рухливими одноклітинними зеленими водоростями (евглена, хламідомонада), чорний папір, нитки, ножиці, скляні банки.

Основні відомості. Фототаксис – це переміщення всієї клітини, чи всього організму, тобто локомоторна реакція, що зумовлена світлом. Таксиси можуть бути позитивні та від'ємні, в залежності від напрямку руху та дії зовнішнього стимулу. Прикладом фототаксису може бути рух евглени в бік освітлення, або рух хлоропластів у клітині.

Хід роботи

Налити в банку воду зеленого кольору від рухливих водоростей, що містяться в ній у достатку. У папері чорного кольору вирізувати щілиноподібний чи округлий отвір площею в $0,5\text{см}^2$ і обгорнути ним банку з усіх боків, зав'язавши нитками. Банку поставити осторонь від вікна, повернувши її отвором до світла, але так, щоб на отвір не попадало прямих сонячних променів. Через 2-3 години зняти папір і спостерігати зкупчення зелених водоростей біля отвору. У висновках дати визначення і пояснення цьому явищу

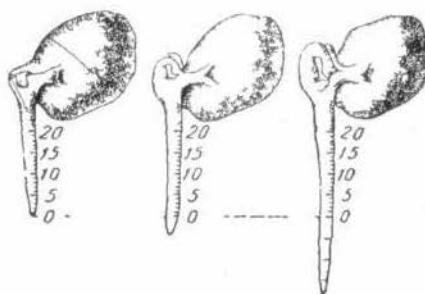


Рис. 6.1.1. Зони росту кореня

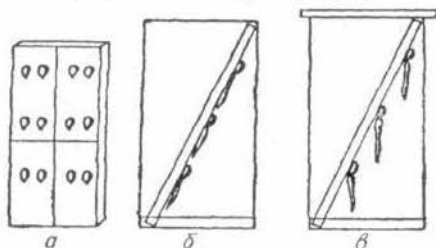


Рис. 6.3.2. Дослід для виявлення гідротропізму у мілко насінних рослин

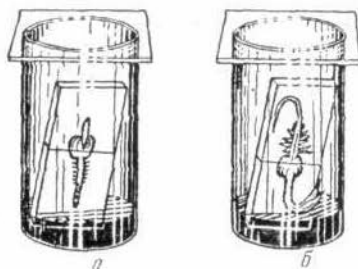


Рис. 6.4.3. Дослід для демонстрації геотропічних вигинів у проростків кукурудзи у вологих камерах на скляних пластинках
а- проросток в нормальному положенні;
б- проросток через дві доби, який було поставлено у перевернутому положенні.

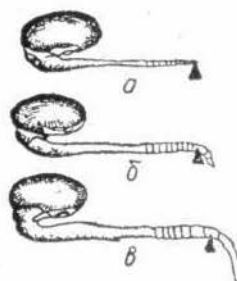


Рис.6.4.4. Геотропічні вигини у проростків бобів у вологому повітрі

а- вихідне горизонтальне положення;
б- положення через 10 годин;
в- положення через добу.

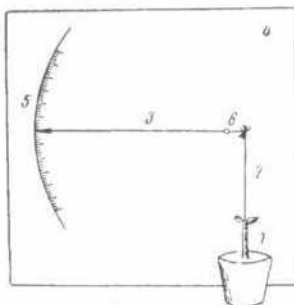


Рис. 6.5.5.
Ауксанометр
1 – рослина;
2 – нитка;
3 – стрілка;
4 – фанера;
5 – шкала;
6 – шпилька

Контрольні запитання і задачі до теми: "Ріст та розвиток рослин"

- Чи належать до ростових явищ:
 - набубнявіння насіння у воді;
 - набубнявіння бруньок перед їх розкриттям;
- Які тканини забезпечують ріст кореня і стебла у довжину і товщину?
- Коли спостерігається інтенсивніший ріст рослин – вдень чи вночі? Дія яких факторів зумовлює різницю в інтенсивності росту?
- Як можна пояснити не проростання життєдайного насіння при наявності всіх необхідних для цього процесу зовнішніх умов?
- Як визначити, перебувають бруньки дерева у стані глибокого спокою чи їхній спокій вимушений?
- Перелічіть засоби, які дозволяють:
 - прискорити перехід рослин до стану спокою;
 - затримувати розпускання бруньок;
 - вивести бруньки з стану спокою.
- З 20-річної тополі зрізали 2 живці: з середньої частини крони і з пагона, який виріс біля основи стовбура обидва живці посадили в ґрунт і регулярно поливали. Який з живців краще укоріниться? Яка з отриманих рослин швидше ростиме? Яка з рослин швидше зацвіте? Відповідь поясніть.
- Чому при будь-якому положенні насінини в ґрунті корені ростуть вниз? В якому напрямку ростимуть корінці проростків у стані невагомості?
- Частину пагонів (невідокремлених від рослини) ізолювали від світла, решту залишили в умовах нормального освітлення. Що відбуватиметься з пагонами, ізолюваними від світла? Чи впливають на їхню життєдіяльність пагони, що залишилися на світлі?
- Чому в справжніх ксерофітів повільний ріст та незначні розміри?
- Як пояснити накопичення значної кількості аспарагину в проростках бобових рослин, які вирощували без доступу світла?
- Рослини томатів вирощували в різних умовах:
 - температура ґрунту була нижчою, ніж температура повітря;
 - Вдень і вночі температура ґрунту і повітря була однаковою;
 - вночі температура ґрунту і повітря була нижчою, ніж вдень.
 В якому з варіантів досліду рослини ростимуть швидше? (Кількість тепла, яке отримували рослини протягом доби, однакова)

13. Один проросток гороху вирощували на світлі, другий - у темряві. Через тиждень довжина проростка, вирощеного на світлі, досягла 7,3 см, а довжина проростка, вирощеного у темряві – 13,8 см. У якого з досліджуваних проростків буде більше сухої маси?
14. Як впливає світло на ріст рослин і на якій фазі світло затримує ріст рослин?
15. З пагона яблуні повністю зірвали листя. Чи зможуть нормально розвиватися плоди, які залишилися на пагоні?
16. Інтенсивність росту рослин залежить від вмісту в них води. Які причини зумовлюють різке гальмування темпів росту при нестачі води?
17. Відомо, що ауксини пересуваються з верхівки стебла до його основи, з кінчика кореня – вгору. Які фактори гальмуватимуть пересування цих фітогормонів по рослині?
18. Які природні фітогормони вам відомі?
19. Який спектр та механізм біологічної дії фітогормонів?
20. Яке практичне значення має застосування гетероауксину в рослинництві?
21. Яке значення відіграють тропізми в житті рослин? Пояснити механізм їхньої дії.
22. Що таке яровизація? У яких рослин і при яких умовах вона відбувається?
23. Пояснити явище фотоперіодизму та вказати, на які групи поділяють рослини за відношенням до фотоперіодичної реакції?
24. Що розуміють під станом спокою у рослин і які фази періоду спокою розрізняють?
25. Пояснити явище стратифікації і вказати які зміни відбуваються в насінні під час стратифікації?
26. На корінець проростка кукурудзи нанесли позначки тушшю на однаковій відстані одна від одної і помістили проросток у вологу камеру. Як зміниться розташування позначок через 24 години?
27. Чому хризантеми зацвітають лише восени? Чи можна домогтися цвітіння цих рослин улітку в природних умовах?
28. Верхівки стебла рослин довгого та короткого дня, які вирощувалися при несприятливих фотоперіодах (рослини довгого дня – на короткому дні, рослини короткого дня – на довгому), обробили розчином гібереліну. Чи зацвітуть ці рослини?
29. Чому озимі сорти злаків не цвітуть, якщо їх висіяти навесні?
30. Сіянци сосни вирощували в трьох вегетаційних посудинах з ґрунтом, вологість якого дорівнювала: а) 30% повної вологості; б) 60% повної вологості; в) 90% повної вологості. Через 3 місяці виміряли довжину головного пагона сіянців, яка дорівнювала відповідно: а) 1,9 см; б) 11,5 см; в) 6,4 см. Як пояснити результати цього досліджу?

РОЗДІЛ 7. СТІЙКІСТЬ РОСЛИН

Робота 7.1. Захисна дія цукру на цитоплазму

Мета роботи: ознайомитись із захисною дією розчинних цукрів на цитоплазму при заморожуванні

Обладнання та матеріали: штативи із пробірками, холодильник, пробкові свердла (діаметром 8-10 мм) розчини цукру 0,5 М та 1 М, 8% розчин NaCl, дистильована вода, синя цибуля, червоний столовий буряк, мікроскопи.

Основні відомості. При температурах нижче 0 °С може відбуватися замерзання рослинних тканин, в результаті якого у міжклітинниках утворюються кристали льоду, які відтягують воду від цитоплазми. Якщо цитоплазма недостатньо морозостійка, то вона, не витримавши обезводнення, а також за рахунок механічного тиску кристалів льоду руйнується. Про ступінь пошкодження цитоплазми можна говорити по її здатності утримувати клітинний сік. Стійкість колоїдів цитоплазми може бути підвищена захисними речовинами, серед яких важлива роль належить розчинним цукрам.

Хід роботи

Роботу можна проводити на різних об'єктах, наприклад синій цибулі, або столовому буряку.

На першому об'єкті дослідження проводяться таким чином. Приготувати 3 зрізи пофарбованого епідермісу нижньої луски пофарбованої цибулі. У три пробірки по 3 мл налити : у першу – води, у другу – 0,5 М розчину цукру, у третю – 1М розчину цукру. У кожену пробірку помістити зрізи цибулі (можна по 3-4 зрізи). Пробірки зі зрізами поставити в морозильну камеру холодильника до повного замерзання вмісту кожної пробірки. Або ж помістити їх у заморожувач суміш, яка складається із ретельно перемішаних між собою 3 частин снігу або битої криги і 1 частини кухонної солі. Після повного замерзання вмісту пробірок їх ставлять на відтавання при кімнатній температурі. Після відтавання зрізи виїняти з пробірок, помістити на предметне скло і розглянути під мікроскопом. У спостереженнях відзначити зміну фарбування деяких зрізів. Результати записати в таблицю.

При роботі зі столовим буряком послідовність дій така. Із чищеного коренеплоду буряку зробити 12-15 однакових за розміром тонких (біля 1 мм) зрізів (шматки можна висікати за допомогою пробкового свердла діаметром 8-10 мм). Ретельно їх промити від залишків соку, який витік із пошкоджених клітин. Помістити по 5 шматочків в 3 пробірки в яких попередньо буде налито по ¼ об'єму: в першу – води, у другу – 0,5 М розчину цукру, у третю – 1М розчину цукру. Потім заморозити в такій самій послідовності як і синю цибулю.

Після відтавання зрізи виїняти з пробірок, виявити відмінності у забарвленні рідини різних пробірок і зрізів. Виявити життєздатність клітин різних варіантів досліду методом плазмолізу, використовуючи 8% розчин NaCl. Результати записати у таблицю.

Таблиця 7.1.1 - Захисний вплив розчинів цукру різної концентрації на рослинний матеріал

Варіант	Забарвлення зовнішнього розчину	Забарвлення зрізу	Кількість плазмолізованих клітин, %
Вода			
Сахароза 0,5 М			
Сахароза 1,0 М			

У висновках пояснити відмінності між варіантами, виявивши значення цукру, як захисної речовини.

Робота 7.2. Визначення жаростійкості рослин (по Ф.Ф. Мацкову)

Мета роботи: ознайомитись із методом визначення жаростійкості.

Обладнання та матеріали: свіжі листки будь-яких рослин, 0,2 н розчин HCl, водяна баня, термометр, чашки Петрі, склянка з водою олівець по склу.

Основні відомості. Якщо піддати листок дії високої температури, а потім занурити його у слабкий розчин соляної кислоти, то уражені та мертві клітини набудуть бурого кольору у наслідок вільного проникнення в них кислоти, яка викличе перетворення хлорофілу у феофитин, тоді як неушкоджені клітини залишаться зеленими. У рослин з кислим клітинним соком феофитинізація може відбутися і без обробки соляною кислотою, так як при порушенні напівпроникності тонопласту органічні кислоти проникають із клітинного соку в цитоплазму і витісняють магній із молекули хлорофілу.

Хід роботи

Нагріти водяну баню до 40°C, помістити в неї по 5 листків дослідних рослин і утримувати листки у воді на протязі 30 хв., підтримуючи температуру на рівні 40 °C. Потім взяти першу пробу : витягнути по одному листку кожного виду рослин і помістити їх в чашку Петрі з холодною водою. Підійняти температуру у водяній бані на 10°C до 50°C і через 10 хв. Після цього витягнути із бані ще по одному листку і перенести їх в чашку Петрі з холодною водою. Поступово довести температуру у водяній бані до 80°C, витягуючи проби через 10 хв. Після підвищення температури на 10°C. Через 10 хв. після того як взята остання проба злити воду із чашок Петрі і замінити її на 0,2 н. Розчин соляної кислоти. Через 20 хвилин урахувати ступінь пошкодження листка по кількості бурих плям, які утворились. Результати записати в таблицю позначивши відсутність побуріння знаком „-“, слабе побуріння - „+“, побуріння більше 50% площі листка – „++“ та суцільне побуріння – „+++“.

Таблиця 7.2.2 - Виявлення жаростійкості листків рослин

Об'єкт	Ступінь пошкодження листків при температурі, °C				
	40	50	60	70	80

Зробити висновки про ступінь жаростійкості рослин.

Контрольні запитання і задачі до теми: “Стійкість рослин”

1. Що розуміють під морозостійкістю та завдяки чому підвищується морозостійкість рослин?
2. Як впливає розчин цукру на життєздатність рослин при низьких температурах?
3. Пояснити причини загибелі озимих рослин під час зимівлі?
4. Як пояснити в'янення теплолюбних рослин при низьких позитивних температурах?
5. Що розуміють під загартуванням зимуючих рослин і які фази загартування розрізняють у озимих культур?
6. Чи вірне ствердження, що зимо-весняні відлиги шкідливі для зимуючих рослин і чому?

7. Які рослини (холодостійкі чи теплолюбіві) характеризуються високим вмістом ненасичених жирних кислот в ліпідах мембран?
8. Як пояснити те, що хвоя сосни, витримуючи зимою морози до -43°C , влітку може загинути при охолодженні до -8°C ?
9. Що більш небезпечно для рослин: зимові морози чи пізні весняні заморозки?
10. Яке значення відіграє перетворення крохмалю в цукор в запасуючих тканинах пагонів деревних рослин взимку?
11. Які листки швидше в'януть під час ґрунтової посухи – верхні чи нижні?
12. В чому полягає пряма і побічна дія високих температур на рослини?
13. Яким чином можна підвищити посухостійкість рослин?
14. Чому при вирощуванні рослин на поливних ділянках слід застосовувати підвищені дози добрив?
15. Чи вірно, що передпосівне загартування до засухи за методом П.А. Генкеля (замочування та підсушування насіння) більш ефективне, ніж загартування в'яненням вже розвинутих рослин?
16. Чому культурні рослини не можуть розвиватися на засолених ґрунтах?

ЛІТЕРАТУРА

1. Баславская С.С., Трубецкова О.М. Практикум по физиологии растений. – М.: Изд-во МГУ, 1964. – 328 с.
2. Большой практикум по физиологии растений. Фотосинтез и дыхание / Гавриленко В.Ф., Ладыгина М.Е., Хандобина Л.И.; Под ред. Б.А. Рубина. – М.: Высшая школа, 1975. – 392 с.
3. Большой практикум по физиологии растений. Минеральное питание. Физиология клетки. Рост и развитие / Чернавина И.А., Потапов Н.Г., Косулина Л.Г., Кренделева Т.Е.; Под ред. Б.А. Рубина. – М.: Высшая школа, 1978. – 408 с.
4. Векірчик К.М. Фізіологія рослин. – Київ: Вища школа, 1984. – 240 с.
5. Векірчик К.М., Казаков Є.О. Програма педагогічних інститутів "Фізіологія рослин". – Київ, Б.в., 1993
6. Викторов Д. П. Практикум по физиологии растений. – 2-е изд. - Воронеж: Изд-во ВГУ, 1991. – 160 с.
7. Воскресенский П.И. Техника лабораторных работ. – М.: Химия, 1969. – 719 с.
8. Гавриленко В.Ф., Ладыгина М.Е., Хандобина Л.М. Большой практикум по физиологии растений. – М.: Высш. Шк., 1975. – 391 с.
9. Гэлстон А., Девис П., Сэттер Р. Жизнь зеленого растения. – М.: Мир, 1983. – 550 с.
10. Казаков Є.О. Методологічні основи постановки експерименту з фізіології рослин. – Київ: Фітосоціоцентр, 2000. – 272 с.
11. Лебедев С.І. Фізіологія рослин. – К.: Вища школа, 1972. – 415 с.
12. Мусієнко М.М. Фізіологія рослин: Підручник. – К.:Либідь, 2005. – 808 с.
13. Мусиенко Н.Н., Тернавский А.И. Корневое питание растений. – Київ: Вища школа, 1989. – 203 с.
14. Негода О.В. Лабораторный практикум з фізіології рослин. – К.: Фітосоціоцентр, 2003. – 112 с.
15. Нечипорович А.А. Физиология фотосинтеза и продуктивности растений// Физиология фотосинтеза. – М.: Наука, 1982. – С. 7-33.
16. Полевой В.В. Физиология растений. – М.: Высшая школа, 1989. – 464 с.
17. Полевой В.В. Саламатова Т.С. Физиология роста и развития растений. – Л.: ЛГУ, 1991. – 238 с.
18. Починок Х.Н. Методы биохимического анализа растений. - Киев: Наукова думка, 1976. – 334 с.
19. Практикум по физиологии растений / Н.Н. Третьяков, Т.В. Карнаухова, Л.А. Панишкин и др. – 3-е изд., перераб. и доп. – М.: Агропромиздат, 1990. – 271 с.
20. Рубин Б.А. Курс физиологии растений. – М.: Высш. Шк., 1976. – 575 с.
21. Рубин Б.А., Ладыгина М.Е. Физиология и биохимия дыхания растений. – М.: МГУ, 1974. – 511 с.
22. Саламатова Т.С. Физиология растительной клетки. – К.: Изд-во Ленинградского ун-та, 1983. – 232 с.
23. Третьяков Н.Н., Карнаухова Т.В., Панишкин Л.А. Практикум по физиологии растений. – М.: ВО Агропромиздат, 1990. – 271 с.
24. Шабельская Э.Ф. Лабораторные занятия по физиологии растений. – Минск, 1981. – 142 с.
25. Якушкина Н.И. Физиология растений. – М.: Просвещение 1993. – 351 с.