

**НАЦІОНАЛЬНИЙ УНІВЕРСИТЕТ БІОРЕСУРСІВ І
ПРИРОДОКОРИСТУВАННЯ УКРАЇНИ**

Факультет захисту рослин, біотехнологій та екології

ДОПУСКАЄТЬСЯ ДО ЗАХИСТУ
Завідувач кафедри фізіології, біохімії
рослин та біоенергетики
_____ Світлана ПРИЛУЦЬКА
« ____ » _____ 2025 р.

БАКАЛАВРСЬКА КВАЛІФІКАЦІЙНА РОБОТА
на тему «Вплив мікробних препаратів на біохімічні показники та
накопичення ^{137}Cs у рослинах гороху посівного (*Pisum sativum L*)»

Спеціальність 162 Біотехнології та біоінженерія

Гарант освітньої програми

Кандидат біологічних наук,
доцент, завідувач кафедри
екобіотехнології та
біорізноманіття

Олена КВАСКО

(підпис)

Керівник бакалаврської кваліфікаційної роботи

Доктор біологічних наук,
професор, завідувач кафедри
фізіології рослин, біохімії та
біоенергетики

Світлана ПРИЛУЦЬКА

(підпис)

Виконала

Ольга РОМАНОВСЬКА

(підпис)

КИЇВ – 2025

**НАЦІОНАЛЬНИЙ УНІВЕРСИТЕТ БІОРЕСУРСІВ І
ПРИРОДОКОРИСТУВАННЯ УКРАЇНИ**

**Факультет захисту рослин, біотехнологій та екології
ЗАТВЕРДЖУЮ**

Завідувач кафедри фізіології, біохімії
рослин та біоенергетики
_____ Світлана ПРИЛУЦЬКА
« ___ » _____ 2025 р.

ЗАВДАННЯ
на виконання бакалаврської кваліфікаційної роботи
студенту

Романовській Ользі Романівні

Спеціальність 162 Біотехнології та біоінженерія

Тема бакалаврської кваліфікаційної роботи «Вплив мікробних препаратів на біохімічні показники та накопичення ^{137}Cs у рослинах гороху посівного (*Pisum sativum L.*)»

затверджена наказом ректора НУБіП України від “22” жовтня 2024р. №1880

Термін подання завершеної роботи на кафедру 15 травня 2025 року

Вихідні дані до бакалаврської кваліфікаційної роботи:

Перелік питань, які потрібно розробити:

1. Провести аналіз літературних даних щодо впливу мікробних препаратів на рослини
2. Провести аналіз літературних даних щодо впливу мікробних препаратів на накопичення радіонуклідів
3. Провести експерименти в лабораторних умовах, виростити рослини з мікробними препаратами для дослідження на фізіолого-біохімічні показники та накопичення радіоактивного цезію
4. Підготувати проби рослин і реактиви, відкалібрувати обладнання для дослідження
5. Оцінити результати досліджень, а саме: загальні фізіологічні показники рослинної біомаси, концентрацію хлорофілів а і b, каротиноїдів, активність каталази, питому активність радіонукліду ^{137}Cs .

Дата видачі завдання 1 вересня 2024 року

**Керівник бакалаврської
кваліфікаційної роботи**

(підпис)

Світлана ПРИЛУЦЬКА

**Завдання прийняв до
виконання**

(підпис)

Ольга РОМАНОВСЬКА

РЕФЕРАТ

Дипломна робота складається із вступу, 3 розділів, висновку, списку використаних джерел та додатків. Загальний обсяг дипломної роботи становить 76 сторінок друкованого тексту, що включає 27 рисунків, 11 таблиць та 1 додаток. Список літературних джерел складається з 54 найменувань.

Мета роботи: дослідити вплив мікробних препаратів на фізіолого-біохімічні показники та накопичення радіоактивного цезію у рослинах гороху посівного.

Актуальність дослідження полягає у розробці ефективних, екологічно безпечних та доступних методів зменшення міграції та накопичення радіоактивних елементів у рослинах, а також вивчення впливу симбіотичних взаємодій на рослини. Використання ґрунтових симбіотичних мікроорганізмів, зокрема азотфіксувальних, калій – фосформобілізуєчих бактерій та мікоризоутворювальних грибів можуть покращувати живлення та ріст рослин, а також модулювати їхню відповідь на стресові чинники, у тому числі — на дію радіонуклідів.

Завдання:

1. Проаналізувати літературні джерела щодо впливу симбіотичних мікроорганізмів на фізіолого – біохімічні показники рослин та накопичення радіоактивного цезію
2. Ознайомитися з умовами культивування рослин гороху посівного, підготувати ґрунт та добрива для експерименту.
3. Провести передпосівну та кореневу обробку насіння добривами
4. Ознайомитися з методами визначення фізіолого-біохімічних показників рослин, зробити розрахунки для приготування необхідних реактивів.
5. Провести радіометричні вимірювання рослинної біомаси.
6. Обробити результати досліджень та зробити висновки

Об'єкт дослідження: вплив на рослину симбіотичних взаємодій із ґрунтовими мікроорганізмами

Предмет дослідження: визначення продуктивності фотосинтетичного апарату, антиоксидантної системи та накопичення радіоактивного цезію у рослинах гороху посівного (*Pisum sativum L.*), оброблених добривами з азотфіксуючими, калій- фосформобілізуєчими бактеріями та арбускулярно-мікоризними грибами.

При виконанні роботи було закладено два досліди: перший дослід полягав у визначенні залежності накопичення радіоактивного цезію при додаванні мікробних добрив двох варіантів до рослин гороху, другий дослід – залежність фізіолого - біохімічних показників та накопичення радіоактивного цезію від додавання трьох різних концентрацій добрив кожного варіанту до рослин гороху, що вирощувались на забрудненому і чистому ґрунті.

В результаті досліджень виявлено як збільшення, так і зменшення накопичення радіоактивного цезію порівняно з контролем у першому і другому досліді. Також встановлено, що різні концентрації добрив мають різний вплив на морфометричні показники, кількість фотосинтетичних пігментів, каталазну активність і накопичення ^{137}Cs . Вплив симбіотичних мікроорганізмів також залежить від типу ґрунту, на якому ростуть рослини.

Ключові слова: мікробні препарати, горох посівний, арбускулярна мікориза, калій-фосформобілізуєчі бактерії, симбіоз, радіоактивний цезій, чистий ґрунт, забруднений ґрунт, радіометрія, фотосинтетичні пігменти, каталаза, окисний стрес, спектрофотометричне визначення.

ЗМІСТ

ВСТУП.....	9
РОЗДІЛ I. ОГЛЯД ЛІТЕРАТУРИ	11
1.1 Характеристика радіоактивного цезію	11
1.1.1 Хімічні та фізичні властивості цезію	11
1.1.2 Вплив радіонукліду цезію на рослини.....	12
1.1.3 Вплив радіонукліду цезію на мікроорганізми	13
1.2 Мутуалістичні взаємодії рослин і ґрунтових мікроорганізмів.....	16
1.2.1 Калій – фосформобілізуючі бактерії.....	16
1.2.2 Гриби арбускулярної мікоризи.....	18
1.2.3 Симбіотичні відносини між грибами арбускулярної мікоризи та бактеріями	22
1.2.4 Біотехнологічне застосування ґрунтових мікроорганізмів ...	23
1.3 Дія фотосинтетичного апарату та ферментних антиоксидантних систем у рослин за різних чинників	24
1.3.1 Функціонування фотосинтетичного апарату за нормальних і стресових умов	24
1.3.2 Антиоксидантні механізми захисту рослин	25
1.3.3 Вплив симбіотичних мікроорганізмів на фотосинтетичні пігменти та каталазну активність	27
РОЗДІЛ 2. МАТЕРІАЛИ ТА МЕТОДИ	29
2.1 Сорт дослідної рослини	29
2.2 Біопрепарати, що використовувались під час досліджу.....	29
2.3 Ґрунт	30
2.4 Культивування дослідних рослин.....	31
2.4.1 Перший дослід.....	31
2.4.2 Другий дослід.....	36

2.5	Визначення морфометричних параметрів рослин	41
2.6	Вимірювання біохімічних параметрів	41
2.6.1	Визначення концентрації пігментів спектрофотометричним методом	41
2.6.2	Визначення активності каталази спектрофотометричним методом	43
2.7	Визначення питомої активності радіоактивного цезію	46
2.8	Визначення рН ґрунту	47
РОЗДІЛ 3. РЕЗУЛЬТАТИ ТА ОБГОВОРЕННЯ.....		49
3.1	Статистичні дані морфометричних показників дослідних рослин	49
3.2	Концентрація пігментів в дослідних рослинах.....	52
3.3	Каталазна активність в рослинних пробах.....	57
3.4	Питома активність ¹³⁷ Cs в рослинах	57
3.4.1	Перший дослід.....	57
3.4.2	Другий дослід	58
3.5	Водневий показник чистого і забрудненого ґрунту.....	60
ВИСНОВКИ		62
СПИСОК ВИКОРИСТАНИХ ДЖЕРЕЛ.....		64
ДОДАТКИ		71

ПЕРЕЛІК УМОВНИХ ПОЗНАЧЕНЬ, СКОРОЧЕНЬ, ТЕРМІНІВ

AM – арбускулярна мікориза

AMГ (або AMF)- арбускулярно – мікоризні гриби

АФК (або ROS)– активні форми кисню

ЕРМ – позакореневий міцелій

IRM – внутрішньокореневий міцелій

MHB – бактерії-помічники мікоризи

IAA – індол – 3 – оцтова кислота

ФСІ (або PSI) – фотосистема I

ФСII (або PSII) – фотосистема II

ЕТС – електрон – транспортний ланцюг

CAT - каталаза

К – контроль

ЖД – біопрепарат «Живе добриво»

МФ – біопрепарат «Мікофренд»

Бк/кг – Беккерель на кілограм

ВСТУП

Сучасні екологічні виклики, зокрема радіоактивне забруднення навколишнього середовища, зумовлюють необхідність пошуку ефективних біологічних засобів для зменшення негативного впливу радіонуклідів на рослини та агроєкосистеми загалом. Особливу увагу в цьому контексті привертають ґрунтові симбіотичні мікроорганізми, які не лише сприяють покращенню живлення рослин, але й здатні модулювати їхню фізіолого-біохімічну реакцію на стресові чинники, зокрема на дію радіоактивного цезію.

Одним із ключових елементів життєдіяльності рослин є фотосинтетичний апарат, який забезпечує фіксацію енергії та продуктивність синтезу органічних речовин. Водночас активні форми кисню, що утворюються в умовах стресу, можуть призводити до пошкодження клітинних структур і перешкоджати процесу фотосинтезу, тому вивчення антиоксидантної активності має важливе значення для розуміння захисних механізмів рослин. Симбіотичні мікроорганізми здатні впливати на стан фотосинтетичного апарату та активізувати антиоксидантні ферментативні системи, тим самим покращуючи стійкість рослин до несприятливих умов.

Окрім цього, актуальність дослідження зумовлена необхідністю розробки біотехнологічних підходів до обмеження міграції та накопичення радіонуклідів у рослинній продукції. Симбіотичні мікроорганізми можуть слугувати і як своєрідний «бар'єр», що перешкоджає накопиченню рослиною радіонуклідів, і як перспективний інструмент фіторемедіації — біологічного очищення ґрунтів завдяки природним взаємодіям у системі «рослина–мікроорганізм–середовище».

Метою цієї роботи є дослідження впливу ґрунтових мікроорганізмів, що містяться у певних мікробних біопрепаратах, на функціонування фотосинтетичного апарату, активність антиоксидантної системи та накопичення радіоактивного цезію у рослині гороху посівного (*Pisum sativum* L), який відомий своєю здатністю утворювати симбіотичні взаємодії з мікроорганізмами. Отримані результати сприятимуть глибшому розумінню

механізмів адаптації рослин до умов радіаційного забруднення та стануть основою для розробки біологічно обґрунтованих підходів до зниження радіоекологічного ризику в агросистемах.

РОЗДІЛ I. ОГЛЯД ЛІТЕРАТУРИ

1.1 Характеристика радіоактивного цезію

1.1.1 Хімічні та фізичні властивості цезію

Після Чорнобильської катастрофи у 1986 році вивільнилась велика кількість радіонуклідів, які з часом осіли і залишаються в ґрунті донині, що унеможлиблює використання ґрунту в різних господарських цілях. Серед таких радіонуклідів одним з найпоширеніших є радіоцезій.

Радіоцезій, або ^{137}Cs – штучний радіоактивний ізотоп Цезія 55. Аналізуючи природний (стабільний) цезій, можна передбачити хімічні, фізичні і біологічні властивості радіонуклідів цього елемента [1]. Природний цезій є хімічним елементом, який, за класифікацією періодичної системи хімічних елементів Д. І. Менделєєва, відноситься до першої групи головної підгрупи шостого періоду з атомним номером 55 (s-елемент) і атомною масою 132,9 а.е.м. За фізичними властивостями він є м'яким металом золотого кольору із сріблястим відтінком, з температурою плавлення 28-29°C і густиною 1,873 г/см³. Кристалічна решітка простої речовини – кубічна [2].

За хімічними властивостями стабільний ізотоп цезію є лужним металом, що може окислюватись на повітрі та реагувати з водою з вивільненням водню та утворенням гідроксиду цезію. Може утворювати галогеніди.

Серед 39 ізотопних форм, переважно в діапазоні від Cs-112 до Cs-151, стабільним є ізотоп ^{133}Cs , який зустрічається в природі. У земній корі середня концентрація стабільного елемента становить приблизно 1г цезію на 1т граніту і 1г/4т осадових порід. У навколишньому середовищі концентрація ^{133}Cs також низька – як правило це 25мкг/1г ґрунту, що є нешкідливим для рослин або тварин. Найважливішим джерелом комерційного цезію є мінерал поллуцит, який зазвичай містить приблизно 5–32% оксиду цезію (Cs_2O) за вагою і видобувається в Манітобі (Канада), де його родовища становлять близько двох третин відомих світових запасів [3].

У водному розчині цезій розпадається на йони і існує як катіон Cs^+ ; у ґрунтових суспензійних розчинах природний цезій міститься в низьких концентраціях, зазвичай мікромольних [4].

Серед радіоактивних ізотопів цезію найстабільнішим є цезій з атомною молекулярною масою 137 а.е.м, тобто радіонуклід ^{137}Cs . Разом із іншими радіонуклідами, цей елемент цезію утворюється під час розпаду урану, зазвичай в атомних реакторах при переробці палива або при вибуху ядерної зброї. Під час ядерної ланцюгової реакції, радіонукліди постійно розпадаються на різні ізотопи, вивільняючи під час цього іонізуючі випромінювання та велику кількість тепла: цезій є продуктом поділу, що утворюється в результаті поділу тепловими нейтронами палива, що містить U-235 [5]. Cs-137 може зберігати активність протягом 300 років після остаточного захоронення збідненого відпрацьованого палива завдяки його високому виходу при діленні U-235 (6,3% палива зі збідненого урану). В свою чергу, атом ^{137}Cs розпадається на барій 137 (^{137}Ba), який не є радіоактивним. Під час розпаду ^{137}Cs виділяються бета- (енергія 0,520 МеВ) та гамма-випромінювання (енергія 0,662 МеВ при розпаді проміжного продукту $^{137\text{m}}\text{Ba}$). Період напіврозпаду радіоцезію, тобто кількість часу, за яким цезій втрачає половину своєї радіоактивності, складає приблизно 30 років [6].

1.1.2 Вплив радіонукліду цезію на рослини

Радіоактивний цезій має істотний вплив на рослини, що ростуть в забрудненому середовищі. Накопичення цезію порушує клітинний гомеостаз, інгібує ферменти, що залежать від калію, знижує фотосинтез, пригнічує ріст і викликає оксидативний стрес. Іонізуюче випромінювання спричиняє ушкодження ДНК, пероксидацію ліпідів і денатурацію білків. Цезій порушує мембранний потенціал, блокуючи калієві канали, що особливо небезпечно для калій-дефіцитних рослин [7].

Основним шляхом потрапляння цезію в рослини є коренева система. Через схожість з калієм за іонним радіусом і зарядом, цезій помилково

розпізнається калієвими транспортерними білками, що сприяє його проникненню в клітини. Але в деяких рослин є специфічні білки, що здатні обмежувати переміщення цезію, наприклад, в рослинах рису, що відкриває перспективи для зменшення його накопичення шляхом генетичної інженерії рослин. Крім того, цезій може проникати через листя, особливо після осідання радіоактивного пилу під час ядерних аварій, через продихи або кутикулу [8].

У ґрунті цезій зв'язується з глинистими мінералами, особливо в ґрунтах з високою катіонообмінною здатністю, через що його доступність для рослин знижується. У багатих на органіку ґрунтах цезій мігрує глибше, при чому в кислому середовищі він є більш рухливим [9]. Сприяють мобілізації цезію і різні геобіоти, зокрема, ґрунтові мікроорганізми. Наприклад, мікоризні гриби можуть впливати на засвоєння цезію рослинами, змінюючи хімічне середовище в ризосфері та виділяючи кислоти, що розчиняють цезій [10].

Хімічні сполуки можуть селективно зв'язувати іони Cs^+ , запобігаючи їх транспорту в рослини. Експерименти також показали, що підвищення рівня калію в середовищі зменшує поглинання цезію за рахунок конкурентного інгібування, особливо в гідропонних системах [11].

Вибір рослин з великою біомасою, таких як *Kochia*, є ефективним для вилучення цезію з ґрунту. Гіперакумулятори (напр., амарант, мальва) також здатні накопичувати великі концентрації цезію, хоча їхня ефективність обмежена через невелику біомасу. Інженерія ризосфери та внесення калійних добрив можуть покращити результати фітореMediaції, як і застосування фітогормонів чи хелатуючих агентів, які підвищують доступність цезію для рослин [12].

1.1.3 Вплив радіонукліду цезію на мікроорганізми

1.1.3.1 Ґрунтові мікроорганізми

Іонізуюча радіація, яку випромінює цезій-137 у формі бета- та гамма-променів, несе достатню енергію, щоб завдати шкоди клітинним компонентам мікроорганізмів, як за допомогою прямих, так і непрямих механізмів. Пряме

пошкодження виникає, коли випромінювання безпосередньо взаємодіє з важливими макромолекулами, такими як ДНК, викликаючи розриви ланцюгів, модифікації основ та інші форми генетичних ушкоджень. Якщо це пошкодження велике або не відновлене належним чином, воно може призвести до мутацій, геномної нестабільності та, зрештою, до смерті клітини. Непряме пошкодження є наслідком взаємодії випромінювання з молекулами води, які складають велику частку клітинного середовища. Ця взаємодія призводить до радіолізу води з утворенням активних форм кисню (АФК), включаючи гідроксильні радикали, супероксид-аніони та перекис водню. Кумулятивний ефект як прямого, так і непрямого радіаційного ураження може перевищити здатність мікроорганізмів до відновлення клітин, що призводить до ряду шкідливих наслідків, таких як пригнічення росту, метаболічна дисфункція, зупинка клітинного циклу та, зрештою, смерть клітини [13]

Чутливість мікроорганізму до іонізуючого випромінювання, або його радіочутливість, визначається різними факторами. Розмір і складність мікробного геному можуть відігравати певну роль, причому організми з меншими геномами часто виявляють вищу стійкість, можливо, через зменшений розмір мішені для пошкоджень, спричинених радіацією [14]. Ефективність і здатність механізмів репарації ДНК мікроорганізму є критично важливими факторами, що визначають його здатність протистояти впливу радіації. Організми з високоефективними системами відновлення ДНК можуть легше виправляти спричинені радіацією ураження, таким чином переносячи вищі дози [15]. Виробництво захисних метаболітів, таких як антиоксидантні сполуки, які можуть поглинати АФК, що утворюються під дією радіації, також значно сприяє радіорезистентності. Наприклад, відомо, що пігмент меланін, який міститься в багатьох грибах, забезпечує захист від радіації [16]. Фізіологічний стан клітини та фаза її росту також можуть впливати на радіочутливість; наприклад, бактерії в стаціонарній фазі часто виявляють більший опір порівняно з бактеріями в експоненціальній фазі активного поділу. Крім того, існують загальні тенденції радіочутливості для різних

мікробних груп. Грампозитивні бактерії, як правило, більш стійкі до іонізуючого випромінювання, ніж грамнегативні бактерії, а спори бактерій значно стійкіші, ніж їхні вегетативні аналоги [17].

Мікроорганізми розробили ряд стратегій, щоб виживати і навіть процвітати в середовищах, забруднених цезієм-137. Одним із відомих механізмів є активний вихід іонів цезію з клітини, прикладом чого є Cs^+/H^+ антипортер CshA у *Microbacterium sp.* TS-1. Цей білок активно викачує цезій із цитоплазми, запобігаючи його накопиченню до токсичного рівня. Інша важлива адаптація включає посилене поглинання іонів магнію (Mg^{2+}), яке, як було показано, покращує стійкість до цезію у бактерій, таких як *Microbacterium sp.* TS-1 і *Bacillus subtilis*. Іони магнію мають вирішальне значення для стабілізації рибосом, і їх підвищена присутність може протидіяти дестабілізуючій дії цезію на ці основні клітинні структури [18].

1.1.3.2 Радіотропічні мікроорганізми

Радіотропічні мікроорганізми – це група мікроорганізмів, що здатні використовувати іонізуюче випромінювання як джерело енергії для росту та метаболізму. Було виявлено, що ці організми можуть виживати у середовищах з високим рівнем іонізуючого випромінювання, таких як пошкоджена Чорнобильська атомна електростанція, полярні регіони з природним підвищеним радіаційним фоном і навіть екстремальні умови Міжнародної космічної станції. У Чорнобильському реакторі було виявлено, що певні види грибів, у тому числі *Cladosporium cladosporioides* і *Penicillium roseopurpureum*, активно колонізують і розкладають радіоактивний графіт, демонструючи свою здатність до життєдіяльності в умовах сильного забруднення [19].

Центральним компонентом стратегії виживання та отримання енергії більшості радіотрофічних грибів є пігмент меланін. Цей пігмент темного кольору, який також зустрічається в інших організмах, має здатність поглинати широкий спектр електромагнітного випромінювання, включаючи іонізуюче випромінювання, яке випромінюють ізотопи, такі як Цезій-137.

Процес, за допомогою якого ці гриби перетворюють випромінювання та меланін у придатну для використання енергію, називається радіосинтезом, процесом, який вважається аналогічним до анаеробного дихання, де енергія одержується від перенесення електронів. Дослідження показали, що вплив іонізуючого випромінювання може швидко змінити хімічні властивості меланіну в таких грибах, як *Cryptococcus neoformans*, що призводить до значного збільшення швидкості передачі електронів, опосередкованої меланіном, що свідчить про прямий зв'язок між поглинанням радіації та передачею енергії. Вважається, що на додаток до своєї ролі в отриманні енергії меланін також забезпечує певний ступінь радіозахисту для цих грибів, можливо, шляхом розсіювання високоенергетичних фотонів або поглинання цитотоксичних вільних радикалів, що утворюються під час радіолізу води [20].

1.2 Мутуалістичні взаємодії рослин і ґрунтових мікроорганізмів

1.2.1 Калій – фосформобілізуючі бактерії

У ґрунті мешкає велика кількість мікроорганізмів, зокрема і ті, що створюють симбіотичні взаємодії з багатьма рослинами. Серед них можна виділити калій-фосформобілізуючі мікроорганізми. Калій-фосформобілізуючі бактерії (КРМВ) — це група ризобактерій, що стимулюють ріст рослин (PGPR), які підвищують доступність нерозчинного калію та фосфору в ґрунті. Вони сприяють розчиненню калієвих мінералів через різні механізми, наприклад, за допомогою кислот, ферментів та утворення комплексів з позаклітинними полісахаридами [21]. Основні залучені механізми, як було доведено різними дослідженнями, включають зниження рН, хелатування катіонів і секрецію органічних кислот мікробами, що розчиняють калій. Серед цих процесів утворення органічних кислот на сьогодні вважається найважливішим, оскільки воно призводить до підкислення навколишнього середовища та сприяє вивільненню іонів калію з мінеральних джерел [22].

Органічні кислоти, які беруть участь у цьому процесі – це винна, лимонна, щавлева, глюконова, молочна та яблучна кислоти. Вони вивільняють протони, які допомагають витіснити калій з менш розчинних мінералів, таких як слюда, іліт, польовий шпат і ортоклаз. Крім того, органічні кислоти можуть утворювати комплекси з іонами металів, що призводить до ослаблення кристалічних структур у мінералах і тим самим підвищує доступність калію в ґрунтових розчинах [22].

Ця функція особливо пов'язана з певними мікроорганізмами, включаючи *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Paenibacillus*, *Enterobacter*, *Penicillium* і *Cladosporium*. Наприклад, *Bacillus mucilaginosus* продемонстрував свою здатність розчиняти мінерали калію, такі як слюда, іліт і ортоклаз, утворюючи органічні кислоти, які служать хелатуючими агентами [22].

Калій життєво важливий для росту і розвитку рослин; однак лише близько 1–2% його легко доступно в ґрунті. Враховуючи, що багато сільськогосподарських ґрунтів демонструють середній або низький рівень вмісту калію, застосування калійних добрив стає важливим. Тим не менш, мікроорганізми, які розчиняють калій, можуть підвищити його доступність природним шляхом.

Окрім, як зазначено вище, мобілізації калію, ці мікроби сприяють іншим функціям, що сприяють росту рослин, вони здатні фіксувати азот, розчиняти фосфор і цинк, виробляти фітогормони, синтезувати сидерофори; і генерувати різні гідролітичні ферменти [23].

Дослідження підтвердили, що кілька штамів *Bacillus* можуть ефективно розчиняти калій, одночасно виробляючи сидерофори разом з індол-3-оцтовою кислотою (IAA), фітазою, β -1,3-глюканазою та виявляючи здатність розчиняти фосфор. Інші дослідження виявили такі мікроорганізми, як *Paenibacillus dendritiformis*, *Bacillus megaterium*, *Pseudomonas*, *Stenotrophomonas maltophilia* та *Psychrobacter fozii*, які демонструють широкий спектр функцій: вони виробляють IAA та сидерофори; утворювати аміак; виробляють ціаністий водень (HCN); фіксувати азот; і демонструють потенціал біоконтролю [24].

Подальші дослідження показали, що різні представники родів ґрунтових мікроорганізмів мають здатність до солюбілізації калію, а також демонструють численні показники сприяння росту рослин: вироблення гормонів; синтез ферментів; генерація сидерофора; азотфіксація; та діяльність із пригнічення патогенів.

1.2.2 Гриби арбускулярної мікоризи

Арбускулярні мікоризні гриби відіграють важливу роль у більшості ґрунтових екосистем, представляючи переважаючий тип симбіотичних відносин між грибами та рослинами. Вчені вважають, що гриби-продуценти АМ, виникли понад мільярд років тому, значно передуючи наземній колонізації рослин. В еволюційному розвитку цей симбіоз відіграв важливу роль у забезпеченні рослин основними поживними речовинами під час їхньої ранньої наземної життєдіяльності [24].

Перші описи арбускулярної мікоризи з'явилися наприкінці 19 століття, які показували їх широке поширення незабаром після їх відкриття як окремого типу грибів, особливо в тропічних областях. Лише в середині 20 століття почалися цілеспрямовані дослідження їх ролі. Початкові спостереження встановили зв'язок між гіфами грибів і структурами ґрунтових мікроорганізмів, які пізніше були класифіковані як *Glomeromycota*. Інноваційна робота Моссе продемонструвала, що коріння полуниці були колонізовані грибок, який згодом був ідентифікований як *Glomus* – це відкриття поклало початок сучасним дослідженням АМ [25].

Подальші дослідження підтвердили, що представники родини *Endogonaceae* вступають у симбіотичні стосунки з різними видами рослин. Значного прогресу в розумінні АМ було досягнуто під час симпозіуму в 1974 році, де були розроблені основні концепції для майбутніх дослідницьких спроб. Недавні дослідження ще більше розширили знання щодо генетичної, структурної та функціональної різноманітності грибів АМ, а також

зосередилися на молекулярних механізмах, що регулюють взаємодію між цими грибами та рослинами-господарями [26].

На відміну від ектомікоризи, яка огортає корені зовнішньою оболонкою, арбускулярна ендомікориза зазвичай не змінює морфологію коренів і не призводить до втрати кореневих волосків. Іноді на поверхні коренів можна спостерігати мережу гіф, яка з'єднує внутрішньотканинний міцелій з грибовими компонентами, присутніми в ґрунті. Гіфи арбускулярних грибів проникають у клітинні стінки коренів і індукують інвагінації в плазмалемі, де вони утворюють розгалужені структури, схожі на дерева, відомі як арбускули. Ці арбускули сприяють фізіологічній взаємодії між рослинами та грибами на міжклітинному рівні, виконуючи поживну роль [27]. Крім того, везикули (виглядають як округлі набряки) часто розташовуються під клітинною стінкою або поза нею рослини-господаря. У деяких випадках грибові концентрації виявляють в спеціалізованих вузликах. Обмін поживними речовинами для рослин під час цих симбіотичних відносин відбувається, коли вони поглинають матеріали з деградованих арбускул, а також везикул і гіф. Сполуки фосфору є одними з найважливіших поживних речовин, які надходять до грибів через арбускулярну мікоризу [28].

Арбускули, поряд з везикулами, знайденими в клітинах або серед них, традиційно служать ключовими індикаторами зв'язку АМ. Однак існують численні додаткові внутрішньокореневі утворення, що виробляються грибами ендомікоризи, такі як складні спіральні гіфи, які можна спостерігати навіть за відсутності арбускул. На різноманітність цих структур впливають як види грибів, так і рослина-господар, що ускладнює спроби ідентифікувати симбіоз виключно на основі морфології [29].

Раніше поширену термінологію «везикулярно-арбускулярна мікориза» переглянули на «арбускулярна мікориза», що відображає висновки про те, що не всі гриби АМ утворюють везикули. Симбіотичні стосунки складаються з трьох основних елементів: самого кореня рослини, грибових структур, розташованих усередині та між клітинами, і позакореневого міцелію, який

міститься в ґрунтовому середовищі. Цей міцелій може бути великим, але не утворювати складних утворень, таких як ризоморфи або грибкові оболонки, типові для ектомікоризи; деякі гриби АМ створюють скупчення спор, що супроводжуються мінімальним стерильним міцелієм [30].

Оскільки характерні грибкові структури розвиваються всередині коренів, а зміни в рості коренів можна виявити лише шляхом ретельного порівняння з контрольними зразками, діагностика симбіозу вимагає мікроскопії або молекулярних методів. Ці гриби є облігатними симбіонтами, які залежать від рослин-господарів для завершення свого життєвого циклу. Серед їхніх репродуктивних особливостей — мікроскопічні одноклітинні спори, які проростають за сприятливих умов, утворюючи окремий (позакореневий) міцелій (ЕРМ). Однак без присутності кореня господаря ріст ЕРМ швидко припиняється (протягом приблизно 15-22 днів). Внутрішньокореневий міцелій (ІРМ), який утворюється в тканинах кореня, також може служити джерелом інокулята для певних видів грибів АМ [31].

Після заселення коренів мікоризними грибами з рослин відбуваються фізіологічні зміни, включаючи зміни складу секрету коренів, які впливають на мікробіоту ризосфери та створюють так званий ефект мікоризосфери. Крім того, ексудати грибів АМ можуть впливати на кислотність ґрунту та фізичні характеристики. Гіфи, присутні як всередині, так і зовні навколо коренів, сприяють створенню середовища, сприятливого для проживання ґрунтових мікроорганізмів; багато з цих мікроорганізмів сприяють симбіотичним стосункам із рослинами-господарями, допомагаючи при цьому отримати поживні речовини [32].

Як було зазначено вище, до мікроскопічних грибів, що утворюють арбускулярну мікоризу з рослинами, відносяться гриби роду *Glomus*, які відносяться до класу *Glomeromycetes*.

Більшість гломероміцетів, здається, втратили здатність до статевого розмноження, бо зигогамія була задокументована лише у двох видів. Однак *Glomus* має набір із 51 гена, який кодує білки мейотичного поділу, що свідчить

про те, що деякі види *Glomus* можуть брати участь у статевому процесі. Нестатеве розмноження відбувається за допомогою фрагментів гіф, які залишаються життєздатними тільки в ґрунті.

Більшість представників цих грибів розмножуються простими спорами, що утворюються на кінчиках гіф — гломоспорами, діаметр яких становить від 70 до 490 мкм, а також більш складними азигоспорами, що утворюються на кінчиках спорангіїв. Азигоспори мають складну шестишарову стінку, що складається з хітину та целюлози, завдяки чому вони можуть слугувати як для розмноження, так і для витримки несприятливих умов. Спори, що утворюються гломероміцетами складаються з ліпідних та білкових глобул, є багатоядерними – вони можуть містити від 50 до кількох тисяч ядер. Генетичні особливості спор залишаються невідомими – вони можуть бути або генетично ідентичними, або представляти різноманітні генотипи. Спори розвиваються ззовні коренів, іноді і всередині них. Спори з'являються окремо або згруповуються вільно чи щільно разом у спорокарпії, що містять сотні тисяч спор розміром від менше 500 мкм до понад 4 см. Спорокарпії можуть мати зовнішній перидій і зазвичай утворюються на земній поверхні. Спори можуть бути вбудовані в міцелій або розташовані радіально серед переплетених гіф [33].

Методи проростання спор різняться в різних таксонах: зародкові трубки можуть виходити або через стінку спор, або через точку її прикріплення до гіфи; певні мембранні структури також можуть відігравати роль у цьому процесі. Доведено, що рослинні фактори підвищують швидкість проростання спор; Зокрема, стриголактони стимулюють проростання спор, розташованих поблизу потенційних коренів господаря.

Гломероміцети можуть проникати в нові корені через спори або безпосередньо через гіфи, що відходять від уже колонізованих коренів. На поверхнях коренів гриби розвивають апресорії (або гіпоподії), які полегшують проникнення в клітини ризодерми, тоді як цільове проникнення через захисні

покровні клітини та клітини кори керується спеціальними апаратами проникнення, утвореними рослинами-господарями.

1.2.3 Симбіотичні відносини між грибами арбускулярної мікоризи та бактеріями

Різні таксони бактерій асоціюються з різними стадіями розвитку грибкових структур АМ. Ці бактерії можуть утворювати біоплівки на спорах чи гіфах або перебувати в їхніх клітинах; їх можна ідентифікувати за допомогою класичних методів або передових молекулярних методів. Примітно, що бактерії, такі як бактерії з роду *Paenibacillus*, були виділені з IRM, пов'язаного з конкретними рослинами-господарями, які часто зустрічаються в мікоризосфері, і демонструють здатність рослин стимулювати ріст [34].

Взаємодія між грибами АМ і бактеріями в ґрунті часто виникає через трофічні відносини. Наприклад, спільне введення *Glomus intraradices* і *Streptomyces coelicolor* в ризосферу сорго призвело до підвищення рівнів хітинолітичної активності, що спостерігалось під час експериментів. Крім того, бактерії, пов'язані зі спорами *Glomus geosporum* і *G. Constrictum*, показали здатність розкладати такі біополімери, як целюлоза та хітин — потенційно полегшує проростання спор через руйнування мембрани — або нейтралізує токсичні сполуки, що пригнічують ріст грибів [35].

Певні бактерії посилюють ріст грибів АМ; наприклад, *Paenibacillus validus* стимулює розвиток міцелію *G. Intraradices*, здатного продукувати спори навіть без кореня-господаря завдяки виробництву цукру, такого як рафіноза. Тісний зв'язок між бактеріями та грибами сприяє обміну поживними речовинами разом із метаболічною взаємодією.

Деякі бактеріальні штами, в тому числі члени *Paenibacillus*, допомагають класифікувати симбіоз АМ як бактерії-помічники мікоризи (МНВ). Їх присутність може стимулювати дії, пов'язані з проростанням спор, розширенням гіф і колонізацією коренів через розчинні екsudати; кілька МНВ

також функціонують як ризобактерії, що стимулюють ріст рослин (PGPR) завдяки виробленню фітогормонів, таких як ауксини, які значно впливають на процеси розвитку рослин під час фаз колонізації [36].

1.2.4 Біотехнологічне застосування ґрунтових мікроорганізмів

Гіфи арбускулярних мікоризних грибів, які поширюються з міцелією і за межі коренів, здатні переносити нерухомі іони фосфору в менш доступній частині ґрунту в коріння рослин-господарів. Мікориза найбільш сприятлива для рослин зі слабо розвинутою кореневою системою, що живляться на бідному фосфатами ґрунті та сповільнюють його ріст. Мікроелементи до рослин, окрім фосфатів, також постачаються цими симбіотичними мікроорганізмами. Використання мікоризи також є перспективним для відновлення порушених екосистем і загалом для сприяння росту рослин, що призводить до значного підвищення врожайності. Відомо також, що мікориза сприяє принаймні частковій здатності рослин протистояти корневим патогенам через виробництво антибіотиків грибами, конкуренцію за харчові ресурси з патогенами, а також запуск імунної відповіді в рослині-хазяїні [37]. Крім того, рослини, які встановлюють симбіоз з мікоризними грибами, повідомили про високу концентрацію фітогормонів порівняно з рослинами, які не мають такого симбіозу.

Інокуляція необхідна для поширення мікоризних ендоефітів, оскільки гриби можуть вижити лише за наявності рослин-господарів. На даний момент єдиним практичним способом масового виробництва цих грибів є вирощування їх на певних лініях рослин. Інокулянт – це комбінація коренів, міцелію та спор. Спори, інфікований ґрунт або корені, що містять мікоризу, використовуються для щеплення здорової рослини, вирощеної в горщику. Підготовлений посівний матеріал можна інтегрувати в ґрунт або розташувати поблизу молодих коренів, щоб дати час для формування мікоризи перед пересадкою у відкриті поля. Незважаючи на те, що він добре пристосований до плодоношення цитрусових і дерев, для великомасштабного сільського

господарства висока потреба в інокулюмі (до 2–3 тонн на га) виключає його використання через відсутність масового виробництва інокулята. Прикладом такої системи є те, що посіви сорго та ендомікоризний гриб *Glomus intraradices* і ризосферні бактерії роду *Pseudomonas* не тільки регулюють структуру ґрунту, але й забезпечують рівномірну врожайність кормових культур [37].

1.3 Дія фотосинтетичного апарату та ферментних антиоксидантних систем у рослин за різних чинників

1.3.1 Функціонування фотосинтетичного апарату за нормальних і стресових умов

Фотосинтетичний апарат є наріжним каменем життя рослин, уможливаючи перетворення енергії світла в хімічну за допомогою фотосинтезу. Ця складна система, розташована в основному в хлоропластах, включає фотосистему I (PSI), фотосистему II (PSII), електрон – транспортний ланцюг (ЕТС) і пов’язані з ними світлозбиральні комплекси. За оптимальних умов ці компоненти працюють узгоджено для підтримки виробництва енергії та росту рослин. Однак екологічні стресори, такі як посуха, солоність, висока інтенсивність світла та інші екстремальні умови, порушують цей баланс, що призводить до надмірного виробництва активних форм кисню (АФК) і окисного стресу [38].

Активні форми кисню (АФК) є побічними продуктами нормального клітинного метаболізму. Вони включають: супероксид-аніони (O_2^-), перекис водню (H_2O_2) і гідроксильні радикали ($OH\cdot$), які є природними побічними продуктами фотосинтезу та дихання. У той час як низькі та середні рівні АФК служать сигнальними молекулами для регулювання росту рослин і реакції на стрес, надмірне накопичення АФК в умовах стресу може пошкодити клітинні структури, включаючи ліпіди, білки та нуклеїнові кислоти. Фотосинтетичний механізм, зокрема PSII і тилакоїдні мембрани, дуже сприйнятливий до

окисного пошкодження, яке може погіршити фотосинтетичну ефективність і знизити продуктивність сільськогосподарських культур [39; 40].

Для протидії окислювальному стресу рослини розробили складну антиоксидантну систему захисту, що включає ферментативні та неферментативні компоненти. Ферментативні антиоксиданти, такі як супероксиддисмутаза (SOD), каталаза (CAT) і аскорбатпероксидаза (APX), відіграють ключову роль у видаленні ROS і підтримці окисно-відновного гомеостазу. Неферментативні антиоксиданти, включаючи аскорбат, глутатіон, каротиноїди та токофероли, доповнюють цей ферментативний захист, нейтралізуючи ROS та захищаючи клітинні структури [41].

У стресових умовах баланс між виробництвом і видаленням АФК часто порушується, що призводить до окисного пошкодження. Наприклад, посуховий стрес знижує відносний вміст води у рослинних тканинах, посилюючи накопичення АФК і погіршуючи ефективність фотосинтезу [42]. Подібним чином висока інтенсивність світла може спричинити фотоокислювальне пошкодження ФСII, викликаючи фотогальмування та вимагаючи таких механізмів відновлення, як деградація та синтез білка D1 [43].

Останні досягнення в біології рослин підкреслили потенціал генної інженерії та молекулярного праймінгу для підвищення антиоксидантної здатності та покращення стресостійкості. Наприклад, було показано, що надмірна експресія ключових антиоксидантних ферментів, таких як SOD і APX, захищає фотосинтетичний апарат і пом'якшує окисне пошкодження в умовах абіотичного стресу [44]. Крім того, аскорбат-глутатіоновий шлях став критичним механізмом для детоксикації АФК і регуляції окислювально-відновного процесу [45].

1.3.2 Антиоксидантні механізми захисту рослин

Радіоактивний цезій Cs-137 справляє значний окислювальний стрес на рослини, індукуючи надмірне виробництво активних форм кисню (АФК). Цей

стрес зумовлює необхідність активації системи антиоксидантного захисту рослин, яка включає ферментативні та неферментативні компоненти.

Дослідження показали, що вплив цезію значно змінює активність ключових антиоксидантних ферментів, включаючи супероксиддисмутазу (SOD), каталазу (CAT), аскорбатпероксидазу (APX) і глутатіонредуктазу (GR). Наприклад, у харофіта *Nitella pseudoflabellata* вплив цезію при низьких концентраціях $0,01 \text{ мг L}^{-1}$ призвело до помітного підвищення активності аскорбатпероксидази, каталази та гваяколпероксидази, особливо при вищих концентраціях цезію ($0,1 \text{ мг L}^{-1}$) [46]. Ця регуляція є захисним механізмом для поглинання надлишку АФК, наприклад перекису водню (H_2O_2), і підтримки клітинного окисно-відновного гомеостазу.

Незважаючи на доведене підвищення активності каталази в деяких видах рослин, у випадку гороху активність САТ часто пригнічується, що призводить до накопичення H_2O_2 і посилення окисного пошкодження.

Аскорбатпероксидаза (APX) відіграє додаткову роль до каталази, детоксуючи H_2O_2 через аскорбат-глутатіоновий цикл. У рослинах, які зазнали впливу цезію, активність APX зазвичай підвищується, щоб компенсувати часткове інгібування каталази. Наприклад, було виявлено, що в рисі (*Oryza sativa*) активність APX покращує стійкість до солі шляхом поглинання АФК, механізм, який також може бути актуальним під впливом цезію [47].

Супероксиддисмутаза (SOD) є першою лінією захисту від окислювального стресу, каталізуючи дисмутацію супероксидних радикалів (O_2^-) на H_2O_2 і молекулярний кисень. Показано, що вплив цезію значно підвищує активність СОД у різних видів рослин. Наприклад, у водяних гіацинтів (*Eichhornia crassipes*) стрес важких металів, включаючи цезій, спричинив значне підвищення активності СОД, що корелювало з підвищеною толерантністю до окисного пошкодження [48].

1.3.3 Вплив симбіотичних мікроорганізмів на фотосинтетичні пігменти та каталазну активність

АМФ значно покращує фотосинтетичну ефективність рослин шляхом підвищення вмісту хлорофілу, фотохімічної ефективності ФСII та чистої швидкості фотосинтезу. Дослідження показали, що інокуляція АМФ призводить до кращих параметрів газообміну, таких як максимальна швидкість фотосинтезу (A_{max}), продихова провідність (G_s) і швидкість транспірації ϵ , особливо в умовах стресу. Наприклад, рослини АМФ демонструють підвищену швидкість транспірації та продихову провідність, які є важливими для фотосинтезу та транспортування вуглецю до грибів [49].

У солоних середовищах симбіоз АМФ покращує ефективність використання води (WUE) рослинами, таким чином підтримуючи осмотичний баланс і покращуючи продуктивність фотосинтезу. Це досягається шляхом утворення розгалужених гіфальних мереж, які сприяють поглинанню води та поживних речовин. Крім того, опосередковане АМФ виключення Na^+ і вибіркоче поглинання K^+ сприяють кращим фотосинтетичним результатам шляхом зниження іонної токсичності [49, 50].

АМФ відіграє ключову роль у посиленні системи антиоксидантного захисту рослин. Вони посилюють активність ключових антиоксидантних ферментів, таких як супероксиддисмутаза (SOD), каталаза (CAT) і пероксидаза (POD), які пом'якшують окислювальний стрес, викликаний активними формами кисню (ROS). Наприклад, було показано, що інокуляція АМФ підвищує рівні глутатіону та цистеїну, забезпечуючи антиоксидантний захист від окисного пошкодження.

Під впливом важких металів АМФ підвищує стійкість рослин, знерухомлюючи токсичні метали в ґрунті та підвищуючи активність антиоксидантних ферментів. Цей синергетичний ефект було продемонстровано в дослідженнях з *Brassica napus*, де застосування АМФ покращувало засвоєння поживних речовин і знижувало токсичність Pb [51].

Калій-фосформобілізуючі бактерії (КРМВ) є життєво важливими для солюбілізації нерозчинних форм калію та фосфору, роблячи ці поживні речовини доступними для рослин. Ці бактерії виділяють органічні кислоти та ферменти, такі як фосфатази та фітази, які покращують розчинність і поглинання поживних речовин.

Наприклад, бактерії, що розчиняють фосфат (PSB), отримують користь від сполук вуглецю, які транспортуються гіфами AMF, що стимулює їх ріст і активність. Цей взаємозв'язок підвищує доступність фосфору в ризосфері, сприяючи кращим фотосинтетичним характеристикам.

КРМВ також сприяє системі антиоксидантного захисту, підвищуючи активність таких ферментів, як SOD, CAT і POD. Ці ферменти відіграють вирішальну роль у пом'якшенні окисного стресу, особливо в умовах абіотичного стресу, таких як солоність і посуха. Показано, що комбіноване застосування AMF і КРМВ посилює ці ефекти, що призводить до підвищення стійкості рослин [52].

РОЗДІЛ 2. МАТЕРІАЛИ ТА МЕТОДИ

2.1 Сорт дослідної рослини

Горох посівний (*Pisum sativum L*) – квіткова однорічна трав'яниста рослина родини *Fabaceae*. Тип розвитку: однорічна трав'яниста рослина. Коренева система: стрижнева, добре розгалужена, здатна формувати бульбочки при симбіозі з азотфіксувальними бактеріями (*Rhizobium leguminosarum*). Стебло: прямостояче, слабо розгалужене, довжиною до 50–60 см. Листя: парноперисте з вусиками, які забезпечують прикріплення до опори. Суцвіття: китицеподібні, квітки білі або світло-рожеві. Плід: біб довжиною 5–8 см, з 5–8 насінинами. Є кальцефілом, має середню радіочутливість.

Для дослідження обрано середньостиглий сорт гороху посівного під назвою «Шеститижневий», виробника ТМ «Голден Гарден», у якого вегетаційний період від сходів до технічної стиглості бобів становить 50-60 днів. Швидкий ріст і розвиток дозволяє спостерігати ефекти і виявляти результати дослідження протягом короткого періоду часу.

2.2 Біопрепарати, що використовувались під час досліду

Для досліду обрано 2 мікробних добрива: мікоризний препарат під комерційною назвою «Мікофренд» та препарат з калій-фосформобілізуючими бактеріями під назвою «Живе добриво»

«Мікофренд» має наступний склад мікроорганізмів: мікоризоутворюючі гриби: *Glomus*, *Trichoderma harzianum* мікроорганізми, що покращують утворення мікоризи, фосфатмобілізуючі, бактерії з фунгіцидними та бактерицидними властивостями: *Pseudomonas fluorescens*, *Streptomyces sp.*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus megaterium var. Phosphaticum*, *Bacillus muciloginosus*, *Enterobacter sp.* Загальне число життєздатних клітин $0,5 \times 10^9$ КУО/г.

Умови обробки добривами для гороху представлені в табл. 2.1

Таблиця 2.1. Рекомендовані виробником умови оброблення препаратом «Мікофренд»

Культура	Приготування грунтосуміші	Сухе внесення*	Кореневе підживлення*	Період обробки та їх кількість
Розсада овочевих та баштанних рослин	2г / 1кг ґрунту	-	2-4 г / 1 л води	Поливати 2-3 рази 3 періодичністю 20 днів

«Живе добриво» - природні азотфіксуючі бактерії; фунгіцидні бактерії широкого спектру дії; фосфор- та каліймобілізуєчі ґрунтові бактерії (табл. 2.2).

Таблиця 2.2. Рекомендовані виробником умови оброблення препаратом «Живе добриво»

Культура	Передпосівна обробка насіння, бульб, цибулин	Кореневе підживлення (полив)	Обприскування рослин в період вегетації
Бобові буряк	35 мл/1 л води/200 г	35 мл/10 л води без обмежень через 7-14 днів	35 мл/10 л води 2-4 обробки з інтервалом 7-14 днів

2.3 Ґрунт

Рослини вирощувались на ґрунті, де питома активність ^{137}Cs вище за норму («забруднений» ґрунт) і на ґрунті, де питома активність ^{137}Cs в межах норми («чистий» ґрунт).

Забруднений ґрунт був взятий південніше населеного пункту Народичі, Житомирської області (51°12'13.0»N 29°06'27.7»E). Територія де відбирився

грунт належить до зони безумовного (обов'язкового) відселення. Грунт дерново-підзолистий, утворений у межах заплави р. Уж.

«Чистий» грунт був взятий в Голосіївському лісі в Києві біля Оріхуватських ставків (50°23'12.8»N 30°29'50.2»E). Грунт є дерново-підзолистим з домішкою піску.

2.4 Культивування дослідних рослин

Підготовка до висаджування рослин у ємності з ґрунтом в загальному включала наступні етапи:

1) Калібрування насіння на кондиційне і некондиційне. Проводили візуальний відбір насіння, відкидаючи пошкоджені насіння і з ознаками ураження. При замочуванні у воді спливаюче насіння теж відкидали.

2) Дезінфекція насіння. Для поверхневої стерилізації, насіння спочатку занурювали у 70% етиловий спирт на дві хвилини (з перемішуванням), після цього насіння переміщали у 0,6% розчин гіпохлориту натрію, що був приготований з 13% розчину білизни, тримали 2 хвилини і переміщували. Після дезінфекції насіння ретельно промивали стерильною водою.

3) Замочування насіння у стерильній воді в чашках Петрі

4) Замочування насіння у розчині добрив

5) Висаджування насіння у ємності з ґрунтом

2.4.1 Перший дослід

Дослід проводили у двох варіантах, включаючи контроль. Кожен варіант містив по три повторності, в тому числі контроль. У першому варіанті досліджували рослини гороху за впливом мікробних добрив під комерційною назвою «Мікофренд» виробника «Жива земля/БТУ - центр», у другому – «Живе добриво» того ж самого виробника. Контрольні рослини поливали водою.

20 вересня 2024 року – насіння гороху розклали по п'ятнадцять штук у кожен з дев'яти чашок Петрі на змочений фільтрувальний папір та залишали на 3 дні в термостаті.

23 вересня 2024 року – після появи паростків гороху, підготувалися розчини добрив для замочування насіння. Розрахунки проводилися наступним чином:

«Мікофренд»:

Рекомендована доза для обробки насіння бобових – 1,5кг добрива на т насіння, переводили у грами та проводили розрахунки для 1,5г/кг. Для 10г насіння потрібно було добрив:

$$\frac{1,5 \times 10}{1000} = 0,015\text{г} = 15\text{мг}$$

15мг добрив розчиняли у 50мл води (рис. 2.1).

«Живе добриво»:

Рекомендована доза для обробки насіння бобових 35мл добрив на 1 л води для 200г насіння, що є 3,5мл добрив на 100мл води для 20г насіння, що є 1,75мл добрив на 50мл води для 10г насіння.

Контроль:

10г насіння замочували у 50мл води



Рис. 2.1. Приготування робочих розчинів для обробки насіння

Насіння та наважки добрив зважували на вагах AXIS ADG200C (НГЗ – 200г, НмГЗ = 0.02г)

Насіння замочували 1 годину (рис. 2.2). Після чого висаджували в кожній повторності по 10 штук в 3кг ґрунту з ^{137}Cs , та поливали звичайною водою (по 100 мл води кожену повторність). Рослини вирощувались при розсіяному світлі в приміщенні із середньою температурою 16°C (рис. 2.3 - 2.6).



Рис. 2.2. Замочування насіння в робочих розчинах та воді



Рис.2.3. Висадка насіння в горщики з радіаційно-забрудненим ґрунтом (1 день)



Рис. 2.4. Рослини гороху на 2 день досліду



(а)



(б)



(в)

Рис. 2.5. Рослини гороху 28.09. а-Мікофренд, б-Живе добриво, в – Контроль

4.10.2024 – кореневе підживлення рослин гороху досліджуваними добривами – 300 мл робочого розчину для варіантів «Мікофренд» та «Живе добриво»– вносили 100 мл розчину в кожную повторність.

Кожен розчин містив наступну кількість добрив:

«Мікофренд»:

Кореневе підживлення – 2-4г/1л води

Отже, для 300мл:

$$\frac{4 \times 300}{1000} = 1,2\text{г}$$

«Живе добриво»

Кореневе підживлення для насіння бобових 35мл добрива на 1 л води

Для 300мл:

$$\frac{35 \times 300}{1000} = 10,5\text{мл}$$

Контроль:

300мл води – по 100мл води в кожную повторність



(а)

(б)



(в)

Рис. 2.6. Кореневе підживлення та підв'язка рослин гороху: а – Мікофренд, б– Живе добриво, в – Контроль

29 жовтня 2024 – горох збирали та висушували для подальшого дослідження

2.4.2 Другий дослід

Другий дослід проводили при використанні трьох різних концентрацій біопрепаратів «Живе добриво» і «Мікофренд». «Живе добриво» вносили у концентраціях 17,5мл/л (ЖД17,5), 35мл/л (ЖД35), 52,5мл/л (ЖД52,5). Мікофренд – 1г/кг (л) (МФ1), 2 г/кг (л) (МФ2), 3г/кг (л) (МФ3).

Перед висаджуванням насіння, його та ґрунт (у випадку «Мікофренду») обробляли добривами. Розрахунки та спосіб внесення добрив представлені в таблиці 2.3 і 2.4.

Таблиця 2.3. Передпосівна обробка добривами насіння і ґрунту (18.04.2025)

Тип ґрунту	Вид добрив	Конц.	Повт	Вага нас	Вага гр	К-сть води	К-сть добрив
3 ¹³⁷ Cs	Без біопрепарату (Контроль) (ЖД)	0	1	3,1	-	100мл	-
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
3 ¹³⁷ Cs	Живе добриво	17,5	1	11,2	-	56	0,98
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
3 ¹³⁷ Cs		35	1	9,7	-	49	1,715
			2				

			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
		52,5	1	10,5	-	70	3,675
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				
			2				
			3				
			1				

Без ^{137}Cs			2		171		0,513
			3		187		0,561
			1		198		0,594
			2		180		0,540
			3		186		0,558

Оброблені насіння висаджували в ємності з ґрунтом. Рослини культивували 14 днів при середній температурі приміщення 17°C при розсіяному світлі, здійснюючи регулярний полив стерильною водою кожні 3 дні. На 15 день проводили кореневе підживлення при даних концентраціях добрив на кожний варіант (рис. 2.7).

Таблиця 2.4. Кореневе підживлення добривами за варіантами (3.05.2025)

Тип добрив	Конц. Добрив	Повт.		Кількість води		Кількість добрив
		З ^{137}Cs	Без ^{137}Cs	На повтор	Всього	
Без біопрепарату (Контроль ЖД)	0	1	1	20	120	0
		2	2			
		3	3			
Без біопрепарату (Контроль МФ)	0	1	1	20	120	0
		2	2			
		3	3			
Живе добриво	17,5	1	1	20	120	2,1
		2	2			
		3	3			
	35	1	1	20	120	4,2
		2	2			
		3	3			
	52,5	1	1	20	120	6,3

		2	2			
		3	3			
Мікофренд	1	1	1	20	120	0,12
		2	2			
		3	3			
	2	1	1	20	120	0,24
		2	2			
		3	3			
	3	1	1	20	120	0,36
		2	2			
		3	3			



(a)



(б)



(в)

Рис. 2.7. Рослини на 15 день вирощування перед позакореневою обробкою добривами: а – варіанти, що ростуть на забрудненому ґрунті, б – варіанти, що ростуть на чистому ґрунті, в – порівняння візуальних ознак контрольних рослин на забрудненому (зліва) та чистому (справа) ґрунті.

2.5 Визначення морфометричних параметрів рослин

Для визначення загального впливу мікробних добрив на підземні та наземні частини рослин проводили вимірювання: довжини та діаметру головного пагона, кількості листків, кількості бічних пагонів, ваги всієї рослини, ваги всіх листків, ваги одного листка, площі листкової пластини, ваги кореня, довжини кореня. Під час досліду використовували ваги лабораторні «TECHNOWAGY» типу ТВЕ-0,15-0,001-а, класу точності II, та 30-сантиметрову лінійку.

2.6 Вимірювання біохімічних параметрів

Для визначення впливу мікробних добрив на фізіологію рослин, що росли на чистому і забрудненому ґрунті, проводили дослідження на вимірювання концентрації пігментів і активність каталази

2.6.1 Визначення концентрації пігментів спектрофотометричним методом

Фотосинтетичні пігменти мають вирішальне значення для поглинання енергії світла, яка потім перетворюється на хімічну енергію під час фотосинтезу. До основних пігментів належать:

Хлорофіл а – пігмент, що є необхідним для процесу фотосинтезу, оскільки він безпосередньо бере участь у перетворенні енергії світла в хімічну.

Хлорофіл b, що не бере участь у світлових реакціях безпосередньо, але відіграє допоміжну роль, захоплюючи світлову енергію та передаючи її хлорофілу а.

Каротиноїди – пігменти, які сприяють поглинанню світла і є захисниками від фотоокислювального пошкодження.

Визначення концентрації цих пігментів може дати уявлення про здоров'я та ефективність фотосинтезу в рослинах гороху.

Фотосинтетичні пігменти рослин гороху посівного визначали за методом, описаним у роботі «Спектрофотометричні методи в практиці

фізіології, біохімії та екології рослин» [53]. Вміст хлорофілів і каротиноїдів визначали без їх розділення у рослинному екстракті.

Дослідний екстракт робили наступним чином: робили наважку по 100мг зі свіжих листків рослин гороху, відібраних з трьох повторностей одного варіанту, переносили у фарфорову ступку і розтирали. Також до рослинного матеріалу у ступці додавали кальцій карбонат (на кінчику шпателя) для попередження феофітинізації пігментів. Для отримання гомогенату до розтертої проби додавали екстрагуючий розчин (96% етанол) і відфільтровували у хімічну пробірку за допомогою фільтрувального паперу, поміщеного в лійку. Об'єм доводили до мітки 10мл, промиваючи ступку, пестик і фільтрувальний папір 96% етанолом (рис. 2.8).



Рис. 2.8. Екстракти фотосинтетичних пігментів і спектрофотометр

Для визначення концентрації пігментів в отриманих екстрактах спочатку вимірювали спектри поглинання, використовуючи спектрофотометр Uvmini-1240 SHIMADZU зі спектральним діапазоном 190–1100 нм. З кожної хімічної пробірки розчин хлорофілів і каротиноїдів переносили у кварцову

кювету, попередньо перемішавши вміст пробірки для рівномірного розподілення пігментів в екстракті. Кювету з розчином поміщали у спектрофотометр та вимірювали спектри поглинання.

Роботу проводили з наступною послідовністю: спочатку калібрували прилад по нульовій точці за розчином 96% етанолу у кюветі, потім визначали спектри поглинання хлорофілу а всіх варіантів при довжині хвилі 663нм, після цього спектри поглинання хлорофілу b при довжині хвилі 646нм і каротиноїдів при 470нм. Після кожної проби кювету промивали дистильованою водою та підсушували.

Концентрацію кожного пігменту у зразку визначали за формулою Ліхтенталера:

$$C_{\text{Хл.а.}} \text{ мг/л} = 12.21 * D_{663} - 2.81 * D_{646}$$

$$C_{\text{Хл.б.}} \text{ мг/л} = 20.13 * D_{646} - 5.03 * D_{663}$$

$$C_{\text{кар.}} \text{ мг/л} = (1000 * D_{470} - 3,27 * C_{\text{Хл.а.}} - 100 * C_{\text{Хл.б.}}) / 229$$

Уміст пігментів у рослинній сировині розраховували за формулою

$$A = (C * V) / (H * 1000)$$

де C-концентрація пігментів, мг/л. V – об'єм екстракту, мл (10 мл)

H -наважка рослинного матеріалу г.

2.6.2 Визначення активності каталази спектрофотометричним методом

Каталаза (КФ 1.11.1.6) — це фермент, який відіграє важливу роль у захисті клітин рослин від шкідливої дії активних форм кисню. Цей ензим прискорює розкладання перекису водню (H_2O_2), що утворюється під час клітинного дихання та інших метаболічних процесів, на воду і кисень. Процес є критично важливим, оскільки перекис водню у високих концентраціях токсичний для клітини. Каталаза міститься переважно у пероксисомах і функціонує як частина антиоксидантної системи рослин, забезпечуючи збереження клітинної структури та нормальний перебіг біохімічних реакцій,

особливо за умов стресу, як-от посуха, надмірне освітлення чи забруднення шкідливими речовинами.

Підвищення або зниження активності каталази може свідчити про наявність стресових умов, запальних процесів, токсичного ураження або змін у метаболізмі. У рослин її визначення особливо важливе для оцінки впливу несприятливих факторів середовища, таких як посуха, забруднення чи вплив пестицидів. Таким чином, визначення активності каталази допомагає краще зрозуміти стан рослин і їхню стійкість до стресу.

Для вимірювання активності каталази в рослинах, відбирали листя гороху та робили наважку 500мг, поміщали у ступку та перетирали на холоді. Для попередження інактивації ферменту кислотами, що вивільняються при гомогенізації рослинного матеріалу, додавали фосфатний буферний розчин (рН 7) об'ємом 5мл. Гомогенат зі ступки переміщали в центрифужні пробірки та центрифугували упродовж 10 хвилин при 3000 обертах на хвилину (рис. 2.9).

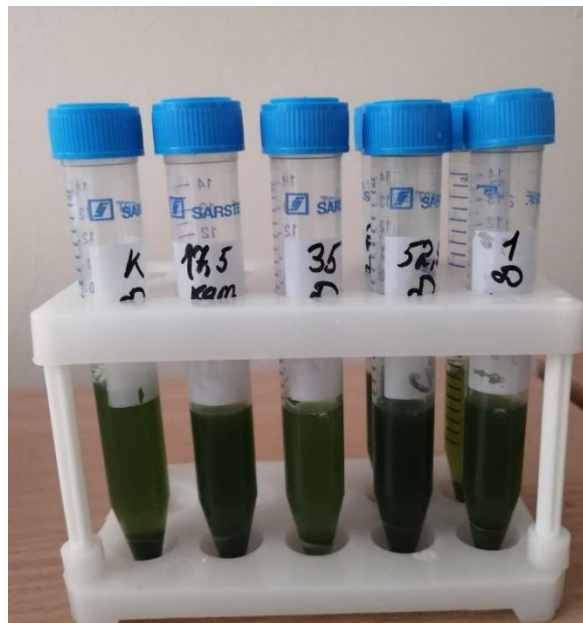


Рис. 2.9. Екстракти після центрифугування

Для перевірки активності каталази використовували 0,03% розчин H_2O_2 , приготований з 3% медичного розчину перекису водню. Зразки для дослідження готували наступним чином: для дослідних проб 100 мкл

супернатанту вносили у пробірки з 1мл розчином H_2O_2 , для холостих проб – 100мкл супернатанту у 1мл дистильованої води. Для контрольної проби – 100мкл дистильованої води вносили у пробірку з 1мл розчином H_2O_2 .

Вміст пробірок інкубували на водяній бані 10 хвилин при температурі $37^\circ C$, після чого зупиняли реакцію 1мл 4% розчину молібдату амонію, що утворює жовтий пероксимолібденовий комплекс з пероксидом водню та осаджує органічні речовини рослинного матеріалу. Після додавання молібдату амонію, зразки центрифугували упродовж 1хв при 3000об/хв (рис. 2.10).

Оптичне поглинання надосаду вимірювали на спектрофотометрі, відкаліброваного за поглинанням дистильованої води, та розраховували каталазну активність за формулою:

$$E = (A_{\text{хол}} - A_{\text{досл}}) * V * t * K / m,$$

де E – активність каталази (мкат/мг), $A_{\text{хол}}$ – поглинання холостої проби, $A_{\text{досл}}$ – поглинання дослідної проби, V – обсяг внесеної проби (100мкл), t – час інкубації (600с), K – коефіцієнт мілімолярної екстинції пероксиду водню ($22,2 * 10^3 \text{ мМ}^{-1} * \text{см}^{-1}$), m – маса наважки (мг).

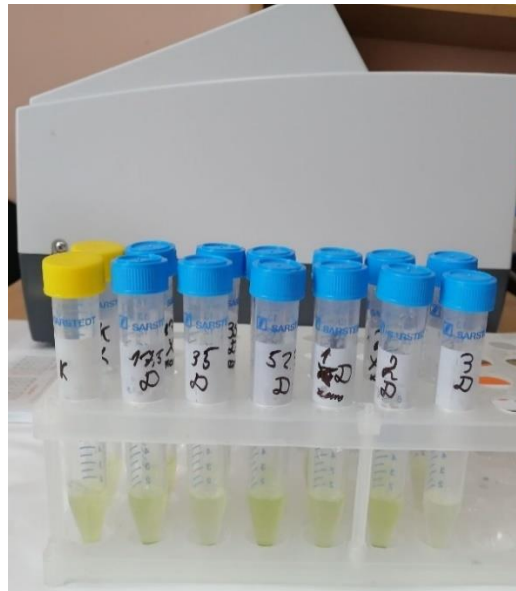


Рис. 2.10. Проби для спектрофотометричного аналізу

2.7 Визначення питомої активності радіоактивного цезію

Для проведення вимірювань на питому активність ^{137}Cs збирали наземну частину рослин, запобігаючи потрапляння на проби рослин ґрунту, та висушували на повітрі до повної втрати вологості в зеленій біомасі. Отриману суху масу рослин зважували та розкладали по тарам (рис. 2.11).

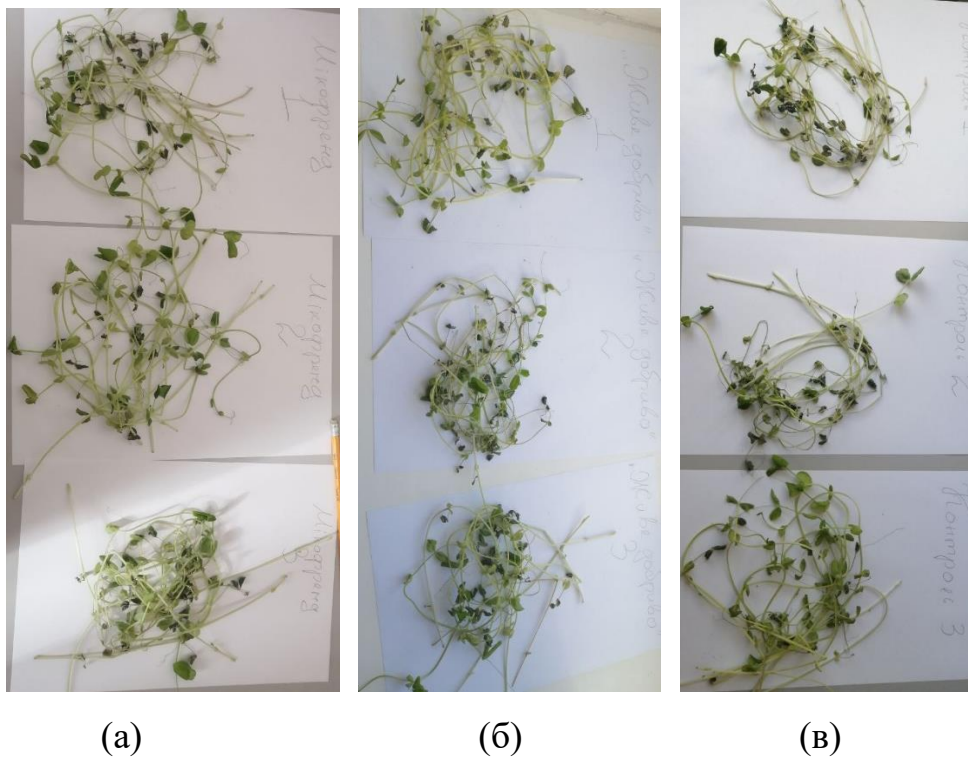


Рис 2.11. Зібрані та розкладені на папір рослини гороху для просушки. А – Мікофренд, Б – Живе добриво, В – Контроль

Питому радіоактивність визначали на гамма-спектрометрі СЕГ-001 “АКП-С”. Кожний зразок вимірювали приблизно 1 годину. Для зразків, що мали занадто низьку масу, час збільшували (рис. 2.12).

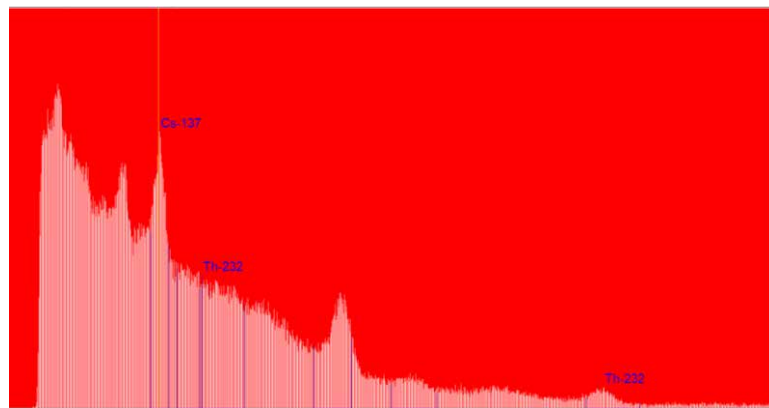


Рис. 2.12. Спектр випромінювання дослідної проби

2.8 Визначення рН ґрунту

Водневий показник (рН) ґрунту відображає рівень активності іонів гідрогену в ґрунтовому розчині й є важливим індикатором кислотності або лужності ґрунту. Значення рН виступає узагальненим показником хімічного стану ґрунту, зокрема показує його здатність забезпечувати рослини поживними елементами. Вимірювання рН залежить від взаємодії електрода з ґрунтовою суспензією, і на результати можуть впливати такі чинники, як співвідношення ґрунт:розчин, концентрація електроліту, а також положення електрода у пробі.

Кислотність ґрунту має вирішальне значення для росту і розвитку рослин, оскільки впливає на розчинність і доступність поживних речовин, а також на активність ґрунтових мікроорганізмів.

Для вимірювання кислотності ґрунту використовували рН-метр Ezodo pp-206. Прилад стандартизували за двома буферними розчинами з показниками рН 4.00 і 7,03. Для більш точних результатів, через кожні 10 вимірних зразків перевіряли водневий показник у буферних розчинів і за наявності різниці прилад калібрували (рис.2.13).

Проби ґрунту підготували наступним чином: 15г зваженого ґрунту розчиняли у 30мл дистильованої води і ретельно перемішували для отримання ґрунтової суспензії. Після того, як всі зразки були зроблені, в проби обережно занурювали електрод і термодатчик відкаліброваного приладу і чекали, доки результат стабілізується. Після кожної проби електрод промивали дистильованою водою і підсушували фільтрувальним папером.



Рис. 2.13. Робоче місце для вимірювання водневого показника ґрунту

РОЗДІЛ 3. РЕЗУЛЬТАТИ ТА ОБГОВОРЕННЯ

3.1 Статистичні дані морфометричних показників дослідних рослин

Отже, мікробні препарати як з азотфіксуючими і калій-фосформобілізуєчими бактеріями, так і з арбускулярно-мікоризними грибами у більшості випадків сприяли збільшенню морфометричних ознак оброблених рослин порівняно з рослинами, що не оброблялися добривами. Також спостерігається різниця між рослинами, що росли на забрудненому ґрунті і рослинами, що росли на чистому ґрунті (табл. 3.1 -3.2). У першому випадку у рослин краще розвивалася наземна частина, тоді як у другому – коренева система. Візуально це можна спостерігати і під час вирощування рослин (Рис. 2.4.2.1 – в). Отже, на фізіологічні показники рослин, оброблених добривами, впливає в тому числі і тип ґрунту, що забезпечує різну доступність поживних речовин і різну активність ґрунтової мікрофлори, що залежить зокрема від кислотності ґрунту.

Згідно результатів, представлених в табл. 3.1, серед рослин, що росли на забрудненому ґрунті, спостерігалася більша висота головного пагона.

Таблиця 3.1. Рослини, що росли на «забрудненому» ґрунті. Параметри, що визначалися: Н – висота головного пагона (см), D – діаметр головного пагона (см), NL-кількість листків (шт), В – кількість бічних пагонів (шт), W – вага всієї рослини (г), WL – вага усіх листків (г), W1L – вага одного листка (г), Wg – вага кореневої системи (г), А – площа листкової пластини (найбільшої) (см²), Нг – довжина головного кореня.

Вар	Показник	Н	D	NL	В	W	WL	W1L	Wg	А	Нг
Контроль	Середнє значення	25,7	0,27	16	3	1,153	0,377	0,062	0,125	4,69	12,8
	Середнє кв. відхилення	2,0	0,1	1,2	0	0,187	0,076	0,016	0,039	0,94	2,8
	Стандартна похибка	1,17	0,03	0,67	0,00	0,11	0,04	0,01	0,02	0,54	1,54
Ж Д	Середнє значення	29,9	0,3	17	3	1,178	0,387	0,051	0,103	4,38	12,0

	Середнє кв. відхилення	0,5	0,0	1	0	0,030	0,029	0,005	0,021	1,08	2,0
	Стандартна похибка	0,29	0,00	0,33	0,00	0,02	0,02	0,00	0,01	0,63	1,15
ЖД 35	Середнє значення	30,1	0,23	18	3	1,131	0,354	0,055	0,080	4,40	9,8
	Середнє кв. відхилення	2,1	0,1	3	1	0,146	0,063	0,005	0,017	1,05	1,8
	Стандартна похибка	1,20	0,03	1,45	0,33	0,08	0,04	0,00	0,01	0,61	1,01
ЖД 52,5	Середнє значення	25,4	0,27	20	4	1,083	0,402	0,063	0,095	5,07	12,0
	Середнє кв. відхилення	3,0	0,1	0	0	0,146	0,026	0,004	0,014	0,57	2,6
	Стандартна похибка	1,72	0,03	0,00	0,00	0,08	0,02	0,00	0,01	0,33	1,53
МФ 1	Середнє значення	32,3	0,3	19	4	1,409	0,475	0,066	0,108	5,21	10,3
	Середнє кв. відхилення	2,1	0,0	1	1	0,250	0,095	0,015	0,042	1,50	5,8
	Стандартна похибка	1,20	0,00	0,67	0,33	0,14	0,05	0,01	0,02	0,87	3,33
МФ 2	Середнє значення	26,8	0,2	16	4	0,939	0,289	0,051	0,124	3,84	5,8
	Середнє кв. відхилення	4,8	0,0	7	0,6	0,335	0,140	0,021	0,049	1,07	1,4
	Стандартна похибка	2,77	0,01	3,76	0,33	0,19	0,08	0,01	0,03	0,62	0,83
МФ 3	Середнє значення	27,7	0,2	19	4	1,129	0,343	0,047	0,113	3,85	8,0
	Середнє кв. відхилення	1,2	0,0	2	0,6	0,264	0,090	0,007	0,071	0,60	1,0
	Стандартна похибка	0,67	0,00	1,00	0,33	0,15	0,05	0,00	0,04	0,35	0,58

Таблиця 3.2. Рослини, що росли на «чистому» ґрунті

Вар	Показник	H	D	NL	B	W	WL	W1L	Wg	A	Hr
Конт роль	Середнє значення	22,7	0,23	16	3	0,954	0,319	0,041	0,131	3,050	16,3

	Середнє кв. відхилення	4,7	0,1	2	1	0,084	0,025	0,010	0,058	0,92	1,5
	Стандартна похибка	2,73	0,03	0,88	0,33	0,05	0,01	0,01	0,03	0,53	0,88
ЖД 17,5	Середнє значення	19,7	0,27	15	3	0,880	0,285	0,044	0,174	3,300	21,0
	Середнє кв. відхилення	0,6	0,1	2	1,0	0,088	0,029	0,005	0,063	0,79	3,5
	Стандартна похибка	0,33	0,03	1,00	0,58	0,05	0,02	0,00	0,04	0,46	2,00
ЖД 35	Середнє значення	31,3	0,27	15	3	1,531	0,424	0,053	0,269	4,050	25,0
	Середнє кв. відхилення	3,8	0,1	2	0,6	0,246	0,064	0,005	0,065	0,84	3,5
	Стандартна похибка	2,19	0,03	1,33	0,33	0,14	0,04	0,00	0,04	0,48	2,00
ЖД 52,5	Середнє значення	22,7	0,20	13	3	0,997	0,301	0,038	0,215	2,938	19,7
	Середнє кв. відхилення	2,5	0,0	1	0,6	0,055	0,042	0,010	0,084	0,76	3,2
	Стандартна похибка	1,45	0,00	0,67	0,33	0,03	0,02	0,01	0,05	0,44	1,86
МФ 1	Середнє значення	19,7	0,20	16	3	1,554	0,312	0,046	0,360	3,663	20,3
	Середнє кв. відхилення	10,4	0,0	6	1	0,060	0,096	0,018	0,014	1,08	2,9
	Стандартна похибка	6,01	0,00	3,33	0,33	0,03	0,06	0,01	0,01	0,63	1,67
МФ 2	Середнє значення	25,7	0,23	17	3	1,393	0,412	0,065	0,326	5,175	16,5
	Середнє кв. відхилення	5,7	0,1	5	1	0,468	0,168	0,018	0,104	1,66	6,4
	Стандартна похибка	3,28	0,03	2,67	0,33	0,27	0,10	0,01	0,06	0,96	3,72
МФ 3	Середнє значення	24,7	0,23	19	4	1,192	0,395	0,056	0,341	4,488	20,8
	Середнє кв. відхилення	2,1	0,1	1	1	0,109	0,023	0,016	0,068	0,99	2,3
	Стандартна похибка	1,20	0,03	0,67	0,33	0,06	0,01	0,01	0,04	0,57	1,30

3.2 Концентрація пігментів в дослідних рослинах

В результаті досліджень в оброблених рослинах спостерігали як підвищення, так і зниження концентрації різних пігментів.

У рослин, оброблених біопрепаратом «Живе добриво» і що вирощувались на обох типах ґрунту, спостерігається U-подібна крива дози-відповіді. Порівняно з контролем, варіанти зі зменшеною і підвищеною концентрацією цих добрив виробляють більше пігментів, що свідчить про активнішу фотосинтетичну активність.

У рослин, оброблених рекомендованою дозою препарату «Живе добриво», показники фотосинтетичних пігментів є дещо зменшеними. Згідно з результатами визначення морфометричних параметрів (табл. 3.1 і 3.2) і радіометричного вимірювання (табл. 3.4.2.1), де усі середні показники біомаси і накопичення ^{137}Cs є достатньо високими, цей феномен може свідчити про «розведення» пігментів в рослинних тканинах через спрямування поживних речовин, отриманих від симбіозу з азотфіксуючими та калій-фосформобілізуєчими бактеріями, на активний ріст наземної і підземної частини рослин.

Найоптимальніші фотосинтетичні показники має варіант з обробкою добривами «Живе добриво» з концентрацією 17,5мл/л, які особливо спостерігаються на забрудненому ґрунті. Висока концентрація хлорофілів а і b, де частка хлорофілу b є дещо збільшеною, при цьому співвідношення каротиноїдів до хлорофілів є достатньо низьке (табл. 3.2.1), свідчить про кращу адаптивність до забезпечення енергетичних потреб рослинного організму і зменшення впливу стресових чинників.

Щодо рослин, оброблених біопрепаратом «Мікофренд», спостерігається лінійна залежність в бік збільшення концентрації добрив. Якщо зіставити із результатами морфометричних показників (табл. 3.1.1 і 3.1.2), збільшення концентрації цих добрив на забрудненому ґрунті сприяє розвитку зеленої біомаси рослин і виробленню фотосинтетичних пігментів. На чистому ґрунті покращує вироблення пігментів низька концентрація цих добрив. При

збільшенні концентрації на 1г/кг (л) фотосинтетичні властивості рослин на чистому ґрунті погіршуються, бо поживні речовини, отримані рослинами при симбіотичній взаємодії з мікроорганізмами, направлені на розвиток кореневої системи.

Щодо каротиноїдів, у рослин з низькою і рекомендованою виробником концентрацією обох добрив на забрудненому ґрунті відбулося зменшення цих пігментів, тоді як у концентраціях, що перевищують рекомендовану, вироблення каротиноїдів дещо підвищені порівняно з контролем та іншими варіантами добрив. Це вказує на активацію захисних механізмів рослин на стрес, спричинений перенавантаженням рослин ґрунтовою мікрофлорою.

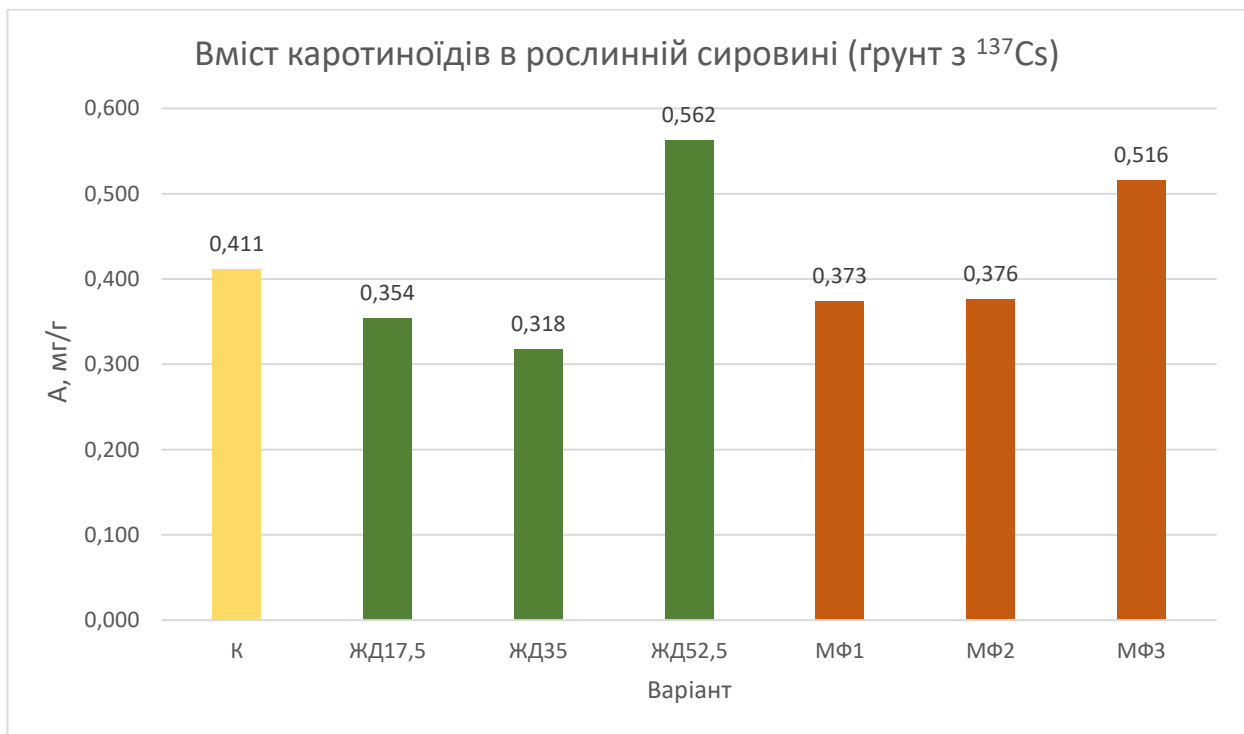
З табл. 3.2.1 і 3.2.2 видно, що у варіантів, які росли на забрудненому ґрунті, концентрація хлорофілів здебільшого вища, ніж у варіантів, які росли на чистому ґрунті. Це може вказувати, або на радіаційну стимуляцію рослин, або на більшу доступність поживних речовин і краще середовище для розвитку мікроорганізмів у цьому ґрунті.



(a)



(б)



(в)

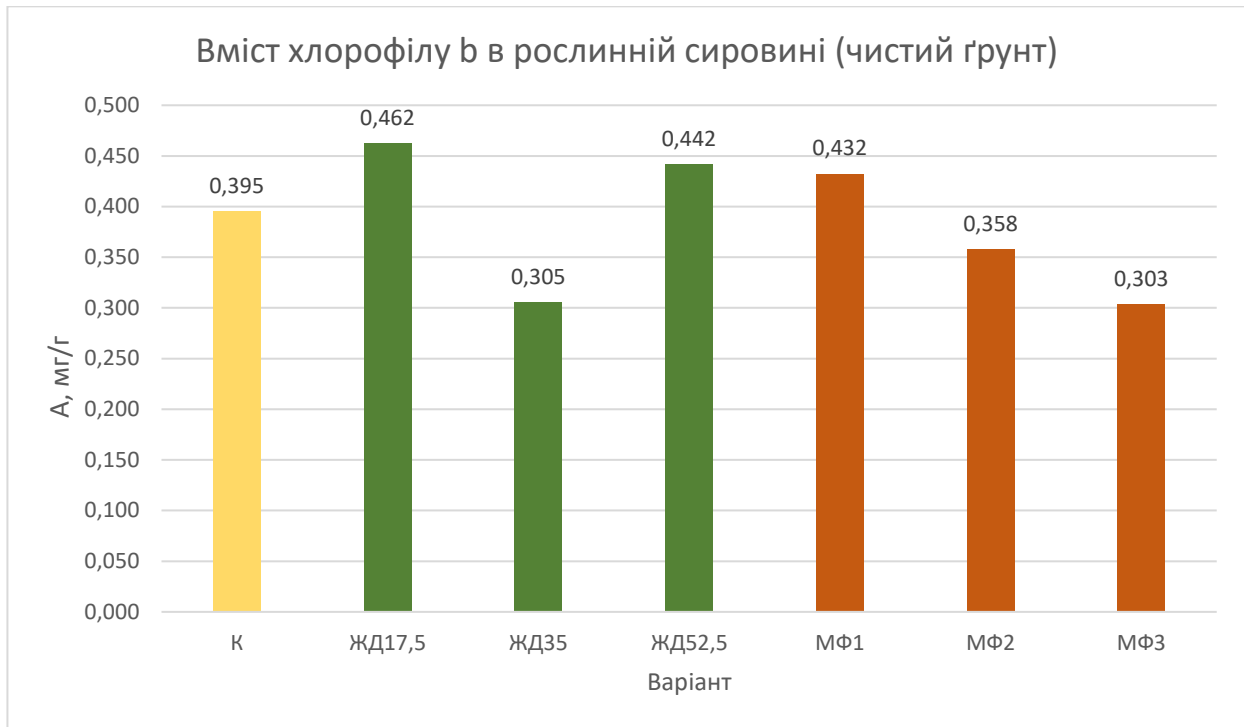
Рис. 3.1. Статистичні дані щодо пігментів рослин, які вирощувались на забрудненому ґрунті

Таблиця 3.3. Співвідношення пігментів в дослідних рослинах на забрудненому ґрунті

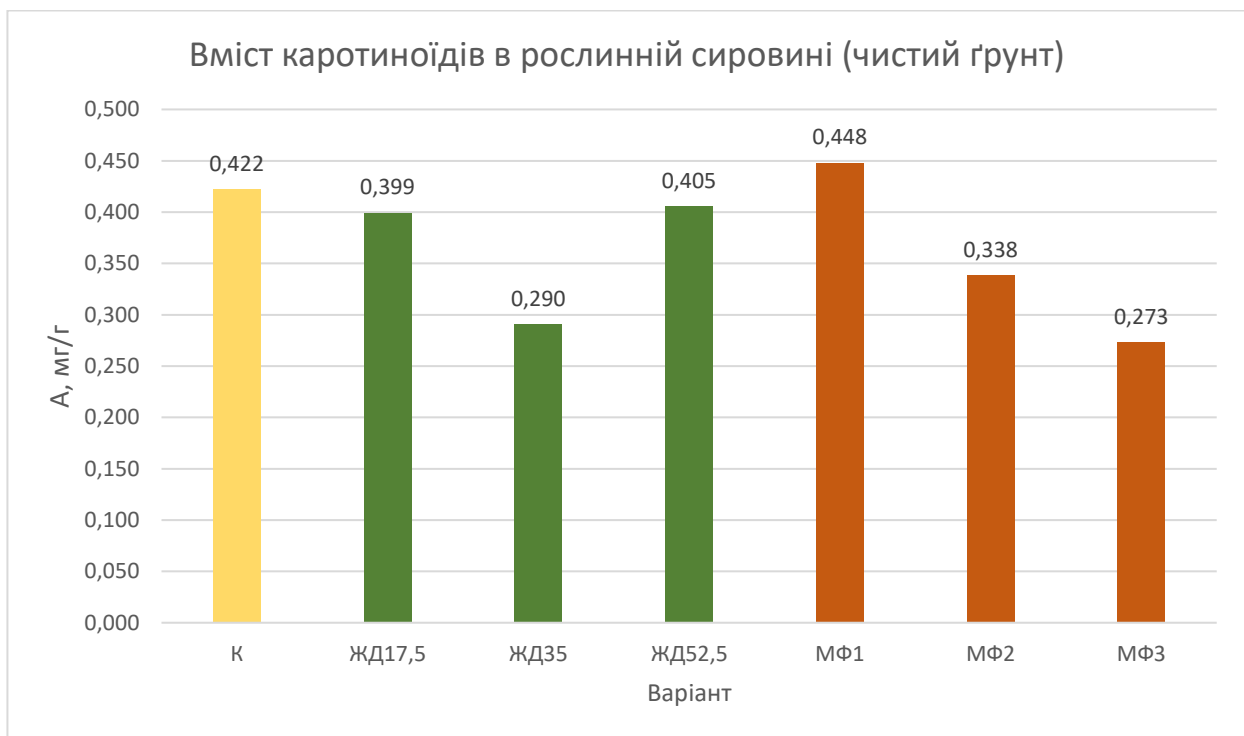
Варіант	Хл. А+b	Хл. а/Хл. В	Кар /Хл. А+b
К	1,988	3,6	0,207
ЖД17,5	2,872 (+44%)	1,8	0,123
ЖД35	1,513 (-24%)	2,6	0,211
ЖД52,5	3,026 (+52%)	2,7	0,185
МФ1	1,774 (-11%)	3,3	0,210
МФ2	1,834 (-8%)	3,3	0,205
МФ3	2,530 (+27%)	3,3	0,204



(a)



(б)



(в)

Рис. 3.2. Статистичні дані щодо пігментів рослин, які вирощувались на чистому ґрунті

Таблиця 3.4. Співвідношення пігментів в дослідних рослинах на забрудненому ґрунті

Варіант	Хл. А+b	Хл. а/Хл. В	Кар /Хл. А+b
К	1,904	3,8	0,221
ЖД17,5	1,914 (+0,5%)	3,1	0,208
ЖД35	1,314 (-30%)	3,3	0,220
ЖД52,5	1,852 (-3%)	3,2	0,219
МФ1	2,082 (+8,7)	3,8	0,215
МФ2	1,567 (-18%)	3,4	0,216
МФ3	1,368 (-28%)	3,5	0,200

3.3 Каталазна активність в рослинних пробах

Результати показали, що активність каталази порівняно з контролем була збільшена в усіх дослідних варіантах, здебільшого незначно. ЖД17,5, ЖД35, ЖД52,5 на чистому ґрунті показали збільшення в 3% і 9%, 7% відповідно, з більшою активністю були варіанти МФ1, МФ2, МФ3 – 14%, 13%, 15% відповідно. Збільшення є в межах норми (до 20%) і вказує на незначний стрес, зумовлений взаємодією рослин і ґрунтових мікроорганізмів.

На забрудненому ґрунті, активність каталази у контрольних рослин є на 35% більшою, ніж у контрольних рослин на чистому, що вказує на вплив ^{137}Cs , або впливу слабокислого ґрунту під час розвитку гороху (рН 5,83, коли оптимальним для рослин гороху є рН 6-7,5). Порівняно з контролем на забрудненому ґрунті, у варіантах ЖД17,5 і ЖД35 каталазна активність збільшилася на 14%, 4% відповідно, у варіантів МФ1, МФ2 – 11%, 21% відповідно. Значним є збільшення у варіантах ЖД52,5 і МФ3 – 58% і 32% відповідно, що означає відповідь на окисний стрес в цих рослинах.

3.4 Питома активність ^{137}Cs в рослинах

3.4.1 Перший дослід

Результати першого дослідження були описані та опубліковані у тезах [54], що були подані на конференцію (Додаток А) «В результаті досліджень виявлено, що в рослинах, оброблених добривами «Живе добриво» з калій-фосформобілізуючими бактеріями, спостерігалася дещо вища активність

^{137}Cs , яка становила 5719 ± 1318 Бк/кг, тоді як рослини контрольного варіанту мали активність – 4055 ± 1561 Бк/кг. Зразки рослин, які оброблялися мікоризоутворюючими грибами («Мікофренд»), показали дещо нижчу активність ^{137}Cs порівняно з контролем – 3512 ± 1226 Бк/кг.

Попередньо, можна зробити висновок, що добрива з калій–фосформобілізуючими бактеріями сприяють поглинанню ^{137}Cs , тоді як добрива з мікоризоутворюючими грибами навпаки – зменшують його накопичення.»

Таблиця 3.5. Вимірювання ^{137}Cs у рослинах гороху посівного на гамма-спектрометрі СЕГ-001 “АКП-С” за внесення препаратів з ризосферними мікроорганізмами

Варіант, повторність	Активність ^{137}Cs (Бк/кг)	Активність ^{40}K (Бк/кг)	Коефіцієнт накопичення ^{137}Cs , Кн	Коефіцієнт накопичення ^{40}K , Кн
ЖД, 1	8313 ± 1703	0	$8313/26417=0,315$	0
ЖД, 2	4435 ± 1314	0	0,168	0
ЖД, 3	4411 ± 937	0	0,166	0
МФ, 1	3879 ± 1548	0	0,147	0
МФ, 2	4327 ± 1530	0	0,164	0
МФ, 3	2359 ± 600	0	0,089	0
К, 1	2779 ± 2021	17200 ± 27176	0,105	40076
К, 2	6252 ± 1778	0	0,236	0
К, 3	3136 ± 883	0	0,119	0
Ґрунт	26417 ± 1839	223 ± 108	-	-

3.4.2 Другий дослід

Результати другого досліді доповнюють результати першого. Є невелика різниця при застосуванні «Живого добрива» концентрацією 35мл/л: в першому досліді коефіцієнт накопичення є більшим на 63% порівняно з контролем, у другому досліді – на 50%. Різниця в 13% між першим і другим дослідом може бути зумовлена зменшеним терміном культивування рослин: в першому досліді рослини вирощувались 4 тижні, тоді як в другому тільки 3. Слід додати, що у другому досліді варіант ЖД35 має найбільше накопичення

радіоактивного цезію у порівнянні з іншими варіантами цього типу добрива. З табл. 3.5.1 видно, що рН ґрунту за цього варіанту залишився слабокислим, що вказує на активність виділення мікроорганізмами відповідних кислот, що поліпшують доступність ^{137}Cs для рослин.

Накопичення ^{137}Cs при інокуляції найбільшої концентрації препарату «Живе добриво» є меншим порівняно з контролем на 5%, тоді як найменшої є більшим на 18%. Це може свідчити про те, що при застосуванні дози препарату «Живе добриво» вище рекомендованої накопичення радіоактивного цезію буде зменшуватись через перенавантаження кореневої системи ґрунтовою мікрофлорою, на що вказує активація захисних механізмів у рослин – збільшення вмісту каротиноїдів (Рис. 3.2.1 -в) та підвищена активність каталази.

У варіантів, які оброблялися добривами «Мікофренд», спостерігається лінійна залежність накопичення радіоактивного цезію від концентрації добрив. Результати цього дослідження спростовують результати попереднього, бо є підвищення накопичення ^{137}Cs порівняно з контролем. Варто зазначити, що в цьому дослідженні препарат «Мікофренд» додавався безпосередньо в ґрунт, тоді як в першому дослідженні насіння тримали в розчині цього препарату, що скоріш за все через зменшення КУО мікроорганізмів зменшилося і поглинання ^{137}Cs . Результати показали, що зі збільшенням концентрації цих добрив на 1г/кг збільшується накопичення ^{137}Cs на 10%, 83% і 226% відповідно порівняно з контролем.

Причиною похибок, отриманих вимірювання рослин, що вирощувались на чистому ґрунті, може слугувати низьке накопичення ^{137}Cs в рослинній біомасі та низька вага сухого рослинного матеріалу для точної детекції активності. Попередньо можна сказати, що до накопичення ^{137}Cs у різних варіантів спостерігається така ж тенденція, що і у варіантів на забрудненому ґрунті, крім варіанту ЖД35, що було зумовлено іншим типом ґрунту.

На відміну від ^{137}Cs , накопичення ^{40}K зафіксовано не було в жодному варіанті, а повторність з контролем у першому дослідженні мала велику похибку.

Це свідчить про помилкове розпізнавання радіоактивного цезію як природного калію і рослинами, і мікроорганізмами.

Таблиця 3.6. Порівняння накопичення ^{137}Cs у рослинах гороху посівного за внесення різних концентрацій препаратів з ризосферними мікроорганізмами

Тип ґрунту	Варіант	Активність ^{137}Cs (Бк/кг)	Активність ^{40}K (Бк/кг)	Коефіцієнт накопичення ^{137}Cs , K_H	Коефіцієнт накопичення ^{40}K , K_H
Забруднений	ЖД17,5	4098±607	0	0,155	0
	ЖД35	5161±712	0	0,195	0
	ЖД52,5	3294±519	0	0,124	0
	МФ1	3812±741	0	0,144	0
	МФ2	6326±1260	0	0,239	0
	МФ3	11270±1624	0	0,427	0
	К	3462±463	0	0,131	0
	Ґрунт	26417±1839	223±108	-	-
Чистий	ЖД17,5	515±850	0	11,977	0
	ЖД35	632±619	0	14,698	0
	ЖД52,5	754±987	0	17,535	0
	МФ1	937±1461	0	21,790	0
	МФ2	2607±2190	0	60,628	0
	МФ3	4199±3485	0	97,651	0
	К	617±431	0	14,34	0
	Ґрунт	43±3,01	103±14	-	-

3.5 Водневий показник чистого і забрудненого ґрунту

Результати аналізу ґрунту свідчать, що під час вирощування рослин з ґрунтовими мікроорганізмами рН змінювався або в меншу, або в більшу сторону. У випадку чистого ґрунту, рН якого нейтральний (7,17), внаслідок життєдіяльності мікроорганізмів відбулося його незначне підкислення, що вказує на виділення кислот бактеріями і грибами і підвищення доступності поживних речовин для рослин.

У випадку забрудненого ґрунту, середовище якого є слабокислим (рН 5,83), додавання мікробних препаратів сприяло наближенню рН до

нейтрального. Варіанти ЖД17,5 і ЖД52,5 змінили рН на 0,32-0,33 пункти в бік до 7.

Мікроорганізми препарату «Мікофренд» сприяли підвищенню рН на 0,44-0,61 пункти, що вказує на достатньо високу активність у виробленні екзометаболітів, які сприяли поглинанню поживних речовин рослинами і накопиченню ^{137}Cs (табл. 3.7).

Таблиця 3.7. Порівняння водневого показника ґрунтів за різних варіантів добрив

Варіант	Водневий показник (рН)	
	Чистий ґрунт	Забруднений ґрунт
Ґрунт (до вирощування рослин)	7,17	5,83
Контроль	7,07	5,83
ЖД17,5	7,00	6,15
ЖД35	7,03	5,96
ЖД52,5	7,21	6,16
МФ1	7,05	6,42
МФ2	7,01	6,27
МФ3	7,16	6,44

ВИСНОВКИ

Отже, було досліджено вплив мікробних добрив на фізіолого-біохімічні показники та накопичення цезію в рослинах гороху посівного (*Pisum sativum* L). Встановлена відмінність між дією біопрепарату «Живе добриво», що містить азотфіксуючі і калій – фосформобілізуючі бактерії, та дією біопрепарату «Мікофренд», що містить в своєму складі арбускулярно – мікоризні гриби. Зокрема, досліджено вплив симбіотичних взаємодій мікроорганізмів і рослин як на ґрунті, в якому перевищена норма питомої активності радіоактивного цезію, так і на ґрунті, в якому активність ^{137}Cs є дуже низькою і знаходиться в межах норми.

Було показано, що у рослин, оброблених двома видами добрив і що зростали на забрудненому ґрунті, симбіоз з мікроорганізмами сприяв підвищенню показників зеленої біомаси рослин, сповільнюючи при цьому розвиток кореневої системи. Наприклад, у варіанті ЖД35 висота головного пагона збільшилася на 17% порівняно з контролем, а вага кореневої системи і ріст головного кореня зменшилися на 36% і 23% відповідно. У варіанті МФ1 висота головного пагона і вага усіх листків збільшилися на 26%, а вага кореневої системи і довжина головного кореня зменшилися на 14% і 19% відповідно. Такий феномен може бути зумовлений глинистим типом ґрунту, де довше утримання вологи пригнічує розвиток кореневої системи і усі поживні речовини, отримані рослиною, використовуються на розвиток зеленої біомаси. Це явище спостерігається і при аналізі біохімічних показників рослин: у декількох варіантів сумарна кількість хлорофілів а і b зростала на більше ніж 25%.

В результаті дослідження також встановлено, що додавання мікробних препаратів сприяє поглинанню ^{137}Cs рослинами гороху посівного, при чому інтенсивність поглинання залежить від способу інокуляції добрив і їх концентрації. Наприклад, варіант ЖД з концентрацією 17,5мл/л збільшив накопичення цезію на 18%, ЖД35 – на 49%. При цьому, збільшення концентрації ЖД вище рекомендованої сприяло зменшенню поглинання ^{137}Cs .

Щодо «Мікофренду», тримання насіння у розчині добрив сприяло у подальшому зменшенню поглинання рослинами ^{137}Cs на 13%. При цьому, за інокуляції добрив у ґрунтову суміш, зі збільшенням концентрації цих добрив на 1г/кг збільшується накопичення ^{137}Cs на 10%, 83% і 226% відповідно порівняно з контролем.

В результаті дослідження рослин чистого ґрунту, що є дерново-підзолистим з домішкою піску, було показано, що за додаванням добрив ріст був відносно рівномірним, при цьому вага і довжина кореневої системи у всіх варіантів була більша за контроль. В результаті визначення концентрації фотосинтетичних пігментів спостерігається незначне зменшення сумарної кількості хлорофілів а і b майже в усіх варіантів, при цьому концентрація пігментів варіантів чистого ґрунту є меншою за тих самих варіантів, що росли на забрудненому ґрунті.

В результаті проведення аналізу рослин на каталазну активність виявлено незначне збільшення активності антиоксидантної системи у варіантів чистого ґрунту, що є відповіддю на взаємодію з ґрунтовими мікроорганізмами. На забрудненому ґрунті активність каталази у всіх варіантів є збільшеною порівняно з варіантами чистого ґрунту.

СПИСОК ВИКОРИСТАНИХ ДЖЕРЕЛ

1. S. Staunton, Dynamics of radionuclides [Encyclopedia of Soils in the Environment \(Second Edition\) Volume 2](#), 2023, p. 256-262 DOI: [10.1016/B978-0-12-822974-3.00195-6](#)
2. S.C. Gad, T. Pham [Encyclopedia of Toxicology \(Third Edition\)](#), 2014, p. 776-778 DOI: [10.1016/B978-0-12-386454-3.00827-7](#)
3. Malcolm W., David W. Mario C. TOXICOLOGICAL PROFILE FOR CESIUM Agency for Toxic Substances and Disease Registry, 2004. P 2-5 URL: <https://www.atsdr.cdc.gov/toxprofiles/tp157.pdf>
4. IAEA Nuclear Energy Series, Determination and Use of Scaling Factors for Waste Characterization in Nuclear Power Plants, No. NW-T-1.18, Vienna, 2009., p 28
5. Jian Zheng Keiko Tagami Wenting Bu, Cs-135/Cs-137 Isotopic Ratio as a New Tracer of Radiocesium Released from the Fukushima Nuclear Accident Environmental Science and Technology 48(10):5433-5438, 2014, DOI:[10.1021/es500403h](#)
6. І.М. Гудков. Радіобіологія: Підручник для вищ. Навчальних закладів. – К.: НУБіП України, 2016. –с. 80-85
7. J. M. Kaste, P. Volante & A. J. Elmore, Bomb ^{137}Cs in modern honey reveals a regional soil control on pollutant cycling by plants, [Nature Communications](#) vol. 12, 2021, DOI: 10.1038/s41467-021-22081-8
8. Shin, R., Adams, E., Cesium Uptake in Plants: Mechanism, Regulation and Application for Phytoremediation. In: Gupta, D., Walther, C. (eds) Impact of Cesium on Plants and the Environment. 2017, DOI: 10.1007/978-3-319-41525-3_6
9. M. Bilo, W. Steffens, F. Führ, K.-H. Pfeffer, Uptake of $^{134}\text{Cs}/^{137}\text{Cs}$ in soil by cereals as a function of several soil parameters of three soil types in upper Swabia and North Rhine-Westphalia (FRG), Journal of Environmental Radioactivity, Volume 19, Issue 1, 1993, Pages 25-39, DOI: 10.1016/0265-931X(93)90056-D.

10. Gupta, D.K., Tiwari, S., Chatterjee, S. Et al. Potassium and its role in cesium transport in plants. *Biologia* 73, 885–896 (2018). DOI: 10.2478/s11756-018-0110-x
11. Balanova, O.Y., Sviridenko, D.G., Ratnikov, A.N. et al. Comprehensive Assessment of the Impact of Various Types of Agrochemicals on the Intake of ¹³⁷Cs in Pea Plants. *Biol Bull Russ Acad Sci*, 2022, DOI: 10.1134/S1062359022120020
12. Masanori T., Tohru Y., Jun F., Mirai W., Kosuke I., Izumi Y., Toru N., Comparison of Potentials of Higher Plants for Phytoremediation of Radioactive Cesium from Contaminated Soil, *Environmental Control in Biology*, Volume 54, Issue 1, 2016, Pages 65-69, DOI: 10.2525/ecb.54.65
13. E. Videvall, P. Burraco, G. Orizaola, Impact of ionizing radiation on the environmental microbiomes of Chernobyl wetlands, *BioRxiv*, 2022, DOI: 10.1101/2022.01.17.476627
14. E. Siasou, N. J. Willey, D. Johnson An Extended Dose–Response Model for Microbial Responses to Ionizing Radiation *Sec. Environmental Toxicology Volume 5*, 2017, DOI: 10.3389/fenvs.2017.00006
15. Dos Santos Oliveira JA, Polli AD, Ferreira AP, Lopes NB, Mangolim CA, Vicentini VEP, Polonio JC, Ramos AVG, Baldoqui DC, Pamphile JA, Azevedo JL. Radiotolerant endophytic bacteria and analysis of the effects of ¹³⁷Cesium on the metabolome of *Pantoea* sp. *Braz J Microbiol*. 2024. DOI: 10.1007/s42770-024-01458-z.
16. Saito K, Kuroda K, Suzuki R, Kino Y, Sekine T, Shinoda H, Yamashiro H, Fukuda T, Kobayashi J, Abe Y, Nishimura J, Urushihara Y, Yoneyama H, Fukumoto M, Isogai E. Intestinal Bacteria as Powerful Trapping Lifeforms for the Elimination of Radioactive Cesium. *Front Vet Sci*. 2019, DOI: 10.3389/fvets.2019.00070.
17. Avery SV. Caesium accumulation by microorganisms: uptake mechanisms, cation competition, compartmentalization and toxicity. *J Ind Microbiol*. 1995, P. 76-84. DOI: 10.1007/BF01569888.

18. Ishida Y, Zhang C, Satoh K, Ito M. Physiological importance and role of Mg²⁺ in improving bacterial resistance to cesium. *Front Microbiol.* 2023, DOI: 10.3389/fmicb.2023.1201121.
19. M. H. Tibolla, J. Fischer, Radiotrophic fungi and their use as bioremediation agents of areas affected by radiation and as protective agents, Research Society and Development, 2025, DOI:10.33448/rsd-v14i1.47965
20. Casadevall A.Cordero RJB.Bryan R.Nosanchuk J.Dadachova E. 2017. Melanin, Radiation, and Energy Transduction in Fungi. *Microbiol Spectr* 5:10.1128/microbiolspec.funk-0037-2016. [DOI: 10.1128/microbiolspec.funk-0037-2016](https://doi.org/10.1128/microbiolspec.funk-0037-2016)
21. Ahsan T, Tian PC, Gao J, Wang C, Liu C, Huang YQ. Effects of microbial agent and microbial fertilizer input on soil microbial community structure and diversity in a peanut continuous cropping system. *J Adv Res. P*, 1-13. DOI: 10.1016/j.jare.2023.11.028.
22. Balanova, O.Y., Sviridenko, D.G., Ratnikov, A.N. et al. Comprehensive Assessment of the Impact of Various Types of Agrochemicals on the Intake of ¹³⁷Cs in Pea Plants. *Biol Bull Russ Acad Sci*, 2022. DOI: 10.1134/S1062359022120020
23. Priyadharsini, P., Muthukumar, T. (2016). Interactions Between Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Potassium-Solubilizing Microorganisms on Agricultural Productivity. In: Meena, V., Maurya, B., Verma, J., Meena, R. Potassium Solubilizing Microorganisms for Sustainable Agriculture. Springer, New Delhi. DOI: 10.1007/978-81-322-2776-2_8
24. Etesami H, Jeong BR, Glick BR. Contribution of Arbuscular Mycorrhizal Fungi, Phosphate-Solubilizing Bacteria, and Silicon to P Uptake by Plant. *Front Plant Sci.* 2021, DOI: 10.3389/fpls.2021.699618.
25. Baird, J.M., Walley, F.L. & Shirliffe, S.J. Arbuscular mycorrhizal fungi colonization and phosphorus nutrition in organic field pea and lentil. *Mycorrhiza*, 2010, p. 541–549. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-010-0305-7>

26. Redecker D, Raab P. Phylogeny of the glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. *Mycologia*, 2006, DOI: 10.3852/mycologia.98.6.885
27. Na-Na Yao, Xiao-Jing Wang, Hao-Hui Deng, Sheng-Qi Fan, Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on root foraging and competitive ability depend on soil phosphorus distribution: Evidence from two pairs of invasive and native plant, 2023, *Applied Soil Ecology*, Volume 201, 2024, DOI:10.21203/rs.3.rs-3412944/v3
28. Uwamungu, J.Y., Shi, G., Wang, Y., Paliwal, A., Jadhav, R.R., Wani, A.W., Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) for Sustainable Soil and Plant Health. *Microbial and Biotechnological Interventions in Bioremediation and Phytoremediation*. 2022 . DOI: 10.1007/978-3-031-08830-8_6
29. Ivana F. Della Mónica, M. Victoria Vignale, J. Martín Scervino, Leopoldo J. Iannone, M. Victoria Novas, Role of fungal endophytes on mycorrhizal-plant association and its impact on plant fitness, *Microbial Endophytes and Plant Growth*, Academic Press, 2023, P. 117-136, DOI: 10.1016/B978-0-323-90620-3.00007-6.
30. Piliarová, Michaela, et al. «Arbuscular Mycorrhizal Fungi – Their Life and Function in Ecosystem» *Agriculture (Pol'nohospodárstvo)*, vol. 65, no. 1, Sciendo, 2019, pp. 3-15. DOI: [10.2478/agri-2019-0001](https://doi.org/10.2478/agri-2019-0001)
31. Wang H, Liang L, Liu B, Huang D, Liu S, Liu R, Siddique KHM, Chen Y. Arbuscular Mycorrhizas Regulate Photosynthetic Capacity and Antioxidant Defense Systems to Mediate Salt Tolerance in Maize. *Plants (Basel)*. 2020, DOI: 10.3390/plants9111430
32. Delaeter, M.; Magnin-Robert, M.; Randoux, B.; Lounès-Hadj Sahraoui, A. Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Biostimulant and Biocontrol Agents: A Review. *Microorganisms*, 2024, DOI: .3390/microorganisms12071281
33. Delpiano Cristian A. , Rios Rodrigo S. , Barraza-Zepeda Claudia E. , Pozo Melissa J. , Aguilera Lorgio E. Loayza Andrea P., Arbuscular mycorrhizal colonization defines root ecological strategies in an extreme arid environment, 2025, *Frontiers in Plant Science*, Volume 15 – 2024, DOI: 10.3389/fpls.2024.1488383

34. Kumar, D. Et al., Interactions Between Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Other Microorganisms in the Rhizosphere and Hyphosphere. *Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Higher Plants*. Springer, Singapore. 2024, DOI: 10.1007/978-981-99-8220-2_3
35. Giovannini, L.; Palla, M.; Agnolucci, M.; Avio, L.; Sbrana, C.; Turrini, A.; Giovannetti, M. Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Associated Microbiota as Plant Biostimulants: Research Strategies for the Selection of the Best Performing Inocula. *Agronomy* , 2020, DOI: 10.3390/agronomy10010106
36. Agnolucci M, Avio L, Pepe A, Turrini A, Cristani C, Bonini P, Cirino V, Colosimo F, Ruzzi M, Giovannetti M. Bacteria Associated With a Commercial Mycorrhizal Inoculum: Community Composition and Multifunctional Activity as Assessed by Illumina Sequencing and Culture-Dependent Tools. *Front Plant Sci*. 2019, DOI: 10.3389/fpls.2018.01956
37. Sun W, Shahrajabian MH. The Application of Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Microbial Biostimulant, Sustainable Approaches in Modern Agriculture. *Plants (Basel)*. 2023, DOI: 10.3390/plants12173101
38. Wahab A, Muhammad M, Munir A, Abdi G, Zaman W, Ayaz A, Khizar C, Reddy SPP. Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Regulating Growth, Enhancing Productivity, and Potentially Influencing Ecosystems under Abiotic and Biotic Stresses. *Plants (Basel)*. 2023, DOI: 10.3390/plants12173102
39. Sachdev S, Ansari SA, Ansari MI, Fujita M, Hasanuzzaman M. Abiotic Stress and Reactive Oxygen Species: Generation, Signaling, and Defense Mechanisms. *Antioxidants (Basel)*, 2021, DOI: 10.3390/antiox10020277
40. Qiao M, Hong C, Jiao Y, Hou S, Gao H. Impacts of Drought on Photosynthesis in Major Food Crops and the Related Mechanisms of Plant Responses to Drought. *Plants (Basel)*. 2024, DOI: 10.3390/plants13131808
41. Hasanuzzaman M, Bhuyan MHMB, Zulfiqar F, Raza A, Mohsin SM, Mahmud JA, Fujita M, Fotopoulos V. Reactive Oxygen Species and Antioxidant Defense in Plants under Abiotic Stress: Revisiting the Crucial Role of a Universal

Defense Regulator. *Antioxidants* (Basel). 2020 Jul 29;9(8):681. Doi: 10.3390/antiox9080681

42. Wang Z, Li G, Sun H, Ma L, Guo Y, Zhao Z, Gao H, Mei L. Effects of drought stress on photosynthesis and photosynthetic electron transport chain in young apple tree leaves. *Biol Open*. 2018, DOI: 10.1242/bio.035279.

43. Nadarajah KK. ROS Homeostasis in Abiotic Stress Tolerance in Plants. *Int J Mol Sci*. 2020, DOI: 10.3390/ijms21155208

44. Shah, A., Usman, S., Noreen, Z. Et al. Fullerenol nanoparticles and AMF application for optimization of *Brassica napus* L. Resilience to lead toxicity through physio-biochemical and antioxidative modulations. *Sci Rep* , 2024, DOI: 10.1038/s41598-024-82086-3

45. Foyer CH, Shigeoka S. Understanding oxidative stress and antioxidant functions to enhance photosynthesis. *Plant Physiol*. 2011, PP 93-100. DOI: 10.1104/pp.110.166181

46. Mittler, R., Zandalinas, S.I., Fichman, Y. Et al. Reactive oxygen species signalling in plant stress responses. *Nat Rev Mol Cell Biol* 23, 663–679 (2022). <https://doi.org/10.1038/s41580-022-00499-2>

47. Zhang Y, Liu GJ. Effects of cesium accumulation on chlorophyll content and fluorescence of *Brassica juncea* L. *J Environ Radioact*. 2018, doi: 10.1016/j.jenvrad.2018.09.017

48. Zaka R, Vandecasteele CM, Misset MT. Effects of low chronic doses of ionizing radiation on antioxidant enzymes and G6PDH activities in *Stipa capillata* (Poaceae). *J Exp Bot*. 2002, DOI: 10.1093/jxb/erf041

49. Begum N, Qin C, Ahanger MA, Raza S, Khan MI, Ashraf M, Ahmed N, Zhang L. Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Plant Growth Regulation: Implications in Abiotic Stress Tolerance. *Front Plant Sci*. 2019. DOI: 10.3389/fpls.2019.01068

50. Albqmi, M., Selim, S., Bouqellah, N.A. et al. Improving plant adaptation to soil antimony contamination: the synergistic contribution of arbuscular

mycorrhizal fungus and olive mill waste. BMC Plant Biol , 2024, P. 364, DOI: 10.1186/s12870-024-05044-1

51. Chandrasekaran M, Chanratana M, Kim K, Seshadri S, Sa T. Impact of Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Photosynthesis, Water Status, and Gas Exchange of Plants Under Salt Stress-A Meta-Analysis. Front Plant Sci. 2019 Apr 16;10:457. Doi: 10.3389/fpls.2019.00457

52. Ahmed N, Li J, Li Y, Deng L, Deng L, Chachar M, Chachar Z, Chachar S, Hayat F, Raza A, Umrani JH, Gong L, Tu P. Symbiotic synergy: How Arbuscular Mycorrhizal Fungi enhance nutrient uptake, stress tolerance, and soil health through molecular mechanisms and hormonal regulation. IMA Fungus, 2025, DOI: 10.3897/ima fungus.16.144989

53. Мусієнко М.М., Паршикова Т.В., Славний П.С., Спектрофотометричні методи в практиці фізіології, біохімії та екології рослин, -К.: КНУТШ, Фітосоціоцентр, Київ, 2001, 200с.

54. Селекція, генетика, сортовипробування та агротехнології культурних рослин: виклики та перспективи: Матеріали XIII Міжнародної науково-практичної конференції молодих вчених і спеціалістів (25 квітня 2025 р., с. Центральне, Київська обл., Україна) / НААН, МПП ім. В. М. Ремесла, М-во аграр. політики та прод. України, Укр. ін-т експертизи сортів рослин. Електронний ресурс: <http://confer.uiesr.sops.gov.ua/>, 2025. – 124 с.

ДОДАТКИ

Додаток А



МІНІСТЕРСТВО АГРАРНОЇ ПОЛІТИКИ ТА ПРОДОВОЛЬСТВА УКРАЇНИ
НАЦІОНАЛЬНА АКАДЕМІЯ АГРАРНИХ НАУК УКРАЇНИ
Рада молодих учених
Миронівський інститут пшениці імені В. М. Ремесла НААН України
Український інститут експертизи сортів рослин

**Селекція, генетика,
сортівипробування та агротехнології
культурних рослин:
виклики та перспективи**

**Матеріали
XIII Міжнародної науково-практичної конференції
молодих вчених і спеціалістів**

(25 квітня 2025 р., с. Центральне)

с. Центральне – 2025

- Рожко Д. Є., Свистунова І. В.** ПРОДУКТИВНІСТЬ ТРИТИКАЛЕ ОЗИМОГО ЗАЛЕЖНО ТЕХНОЛОГІЧНИХ ЧИННИКІВ ВИРОЩУВАННЯ 90
- Романовська О. Р., Ілленко В. В.** ВПЛИВ МІКРОБНИХ ДОБРІВ НА НАКОПИЧЕННЯ ¹³C₅ РОСЛИНАМИ ГОРОХУ ПОСІВНОГО 91
- Рябий М. А., Жемойда В. Л., Спряжка Р. О., Макачук О. С.** ОЦІНКА ЗА ХОЛОДОСТІЙКІСТЮ ВИХІДНОГО МАТЕРІАЛУ КУКУРУДЗИ З ПІДВИЩЕНИМИ ПОКАЗНИКАМИ ЯКОСТІ ЗЕРНА 91
- Самець Н. П., Грицевич Ю. С., Шубала Г. В.** ЗМІНА КЛІМАТУ ТА ПІЗНІ СТРОКИ СІВБИ ПШЕНИЦІ ОЗИМОЇ 92
- Свистунова І. В., Петляр В.** ПРОДУКТИВНІСТЬ ЯРИХ БОБОВО-ЗЛАКОВИХ ТРАВСУМІШЕЙ ЗАЛЕЖНО ВІД ЕЛЕМЕНТІВ ТЕХНОЛОГІЇ ВИРОЩУВАННЯ 93
- Сич З. Д., Кубрак С. М.** ПЕРСПЕКТИВНІ ПІДЩЕПИ І УМОВИ ДЛЯ РОЗСАДНОЇ КУЛЬТУРИ ДИНИ ТА КАВУНА 93
- Скорик В. В., Гуменюк О. В.** МОДЕЛЮВАННЯ ЕЛЕМЕНТІВ СТРУКТУРИ УРОЖАЙНОСТІ СОРТІВ ПШЕНИЦІ ОЗИМОЇ ЗАЛЕЖНО ВІД ТЕХНОЛОГІЧНИХ ЧИННИКІВ ВИРОЩУВАННЯ 94
- Слепцова Л. П.** ФУНКЦІОНУВАННЯ ГАЛУЗІ САДІВНИЦТВА УКРАЇНИ В УМОВАХ ВОЄННОГО СТАНУ 96
- Смольська І. В., Києнко З. Б., Михайлик С. М.** ДОСЛІДЖЕННЯ ПРОДУКТИВНОСТІ ТРИТИКАЛЕ ОЗИМОГО (*Triticosecale* Witt.) В РІЗНИХ ГРУНТОВО-КЛІМАТИЧНИХ ЗОНАХ УКРАЇНИ 97
- Сонєць Т. Д., Гринів С. М.** АНАЛІЗ УРОЖАЙНОСТІ СОРТІВ РІПАКУ ОЗИМОГО ЗАЛЕЖНО ВІД УМОВ ВИРОЩУВАННЯ 98
- Судденко Ю. М., Кириленко В. В., Гуменюк О. В., Муха Т. І., Мурашко Л. А.** ЩІЛЬНІСТЬ ПОПУЛЯЦІЇ ФІТОФАГІВ НА ПОСІВАХ СОРТІВ ПШЕНИЦІ ОЗИМОЇ 99
- Тетерещенко Н. М.** АГРОТЕХНІЧНІ Й ХІМІЧНІ ЗАХОДИ ЗАХИСТУ РОСЛИН У ТЕХНОЛОГІЇ ВИРОЩУВАННЯ СОЇ 100
- Тимошенко В. О., Бурко Л. М., Захлебаєв М. В.** ОСОБЛИВОСТІ ПІДБОРУ ВИДОВОГО СКЛАДУ ДЛЯ СУМІШОК З БУРКУНОМ БІЛИМ 101
- Тихий Т. І., Литвин О. М.** КАЛИНА ЗВИЧАЙНА – ЗНАЧЕННЯ ТА СОРТИ 102
- Топалов В. В., Гуменюк О. В.** ФОРМУВАННЯ УРОЖАЙНОСТІ ТА ПОСІВНИХ ЯКОСТЕЙ НАСІННЯ ПШЕНИЦІ ОЗИМОЇ ЗАЛЕЖНО ВІД ПОПЕРЕДНИКІВ І СТРОКІВ СІВБИ 103
- Токар А. А., Спряжка Р. О.** ОЦІНКА ПОСУХОСТІЙКОСТІ ВИХІДНОГО МАТЕРІАЛУ КУКУРУДЗИ 104
- Тоцький В. М., Заєць Т. О.** ПОРІВНЯЛЬНА ОЦІНКА БІОМЕТРИЧНИХ І ПРОДУКТИВНИХ ПОКАЗНИКІВ СОРТІВ ПШЕНИЦІ ЯРОЇ 104
- Тригуб О. В.** АГРОБІОЛОГІЧНИЙ ПІДБІР СОРТІВ ГРЕЧКИ ЇСТІВНОЇ ЗА АДАПТИВНИМИ ОЗНАКАМИ 105
- Труш С. Г., Парфенюк О. О., Баланюк Л. О., Татарчук В. М.** КРИТЕРІЇ ДОБОРУ БАТЬКІВСЬКИХ КОМПОНЕНТІВ У СЕЛЕКЦІЇ ОДНОРОСТКОВИХ ГІБРИДІВ БУРЯКІВ КОРМОВИХ 107
- Федоренко М. В., Федоренко І. В., Близнюк Р. М.** РІВЕНЬ МІНЛИВОСТІ ОСНОВНИХ КІЛЬКІСНИХ ОЗНАК ПРОДУКТИВНОСТІ У F₂ ПШЕНИЦІ ЯРОЇ В УМОВАХ ЛІСОСТЕПУ УКРАЇНИ 108
- Федоренко М. В., Федоренко І. В., Довбиш О. С.** МІНЛИВІСТЬ ПОКАЗНИКА ЗАВ'ЯЗУВАННЯ НАСІННЯ У ГІБРИДІВ РО ПШЕНИЦІ ЯРОЇ 109
- Хаблак С. Г., Бондарева Л. М., Бондарева М. В.** ДОСЛІДЖЕННЯ СТІЙКОСТІ НОВИХ ГІБРИДІВ СОНЯШНИКУ ДО ПАРАЗИТИЧНОЇ РОСЛИНИ ВОВЧКОК (*OROBANCHE CUMANA* WALLR.) 110
- Харченко М. В., Юрченко Т. В., Пикало С. В.** ВПЛИВ ГІДРОТЕРМІЧНИХ УМОВ В ПЕРЕДПОСІВНИЙ ПЕРІОД НА МОРФОЛОГІЧНІ ПОКАЗНИКИ ПШЕНИЦІ ОЗИМОЇ 111
- Холод С. М., Роговий О. Ю.** ГЕОГРАФІЧНО ВІДДАЛЕНІ ЗРАЗКИ ПШЕНИЦІ М'ЯКОЇ ОЗИМОЇ РОЗСАДНИКА 31st FAWWON-IRR ЯК ВИХІДНИЙ МАТЕРІАЛ ДЛЯ СЕЛЕКЦІЇ 111
- Холод С. М., Іллічов Ю. Г.** ПРОДУКТИВНИЙ ТА АДАПТИВНИЙ МАТЕРІАЛ ДЛЯ СЕЛЕКЦІЇ ЯРОГО ЯЧМЕНЮ В УМОВАХ ЛІСОСТЕПУ УКРАЇНИ 112
- Хорошко Н. М., Кириленко В. В., Гуменюк О. В.** УСПАДКУВАННЯ ДОВЖИНИ ГОЛОВНОГО КОЛОСА ГІБРИДАМИ ПШЕНИЦІ М'ЯКОЇ ОЗИМОЇ ОТРИМАНИХ ПРИ СХРЕЩУВАННІ ЗА ПОКАЗНИКАМИ ЯКОСТІ СИЛЬНОЇ ТА НАДСИЛЬНОЇ ПШЕНИЦІ 113
- Чернявський Д. І., Бурко Л. М.** ВИКОРИСТАННЯ ЕСПАРЦЕТУ ПОСІВНОГО В КОРМОВИРОБНИЦТВІ 114
- Шагурська Н. В.** ПРОДУКТИВНІСТЬ ЯЧМЕНЮ ЯРОГО ЗА РЕСУРСОЗБЕРІГАЮЧОЇ ТЕХНОЛОГІЇ 115
- Шевель Л. О., Трохимчук А. І.** ВИВЧЕННЯ КОЛЕКЦІЇ КАЛІСТЕФУСУ КИТАЙСЬКОГО ТА ВИДІЛЕННЯ ЙОГО ЦІННИХ ЗРАЗКІВ ГЕНОФОНДУ РОСЛИН В ІНСТИТУТІ САДІВНИЦТВА НААН 116
- Шубенко Л. А.** ПОШКОДЖЕННЯ РОСЛИН ОЖИНИ НИЗЬКИМИ ТЕМПЕРАТУРАМИ В ПОЛЬОВИХ УМОВАХ 117
- Юрченко Т. В., Пикало С. В., Пірич А. В.** ФОТОПЕРІОДИЧНА ЧУТЛИВІСТЬ ТА ЯРОВИЗАЦІЙНА ПОТРЕБА СОРТОЗРАЗКІВ ПШЕНИЦІ М'ЯКОЇ ОЗИМОЇ ІНОЗЕМНОЇ СЕЛЕКЦІЇ 118
- Ющенко Д., Кліщунова А., Гарбар Л. А.** НАКОПИЧЕННЯ СУХОЇ РЕЧОВИНИ ПОСІВАМИ СОЇ ЗА ВПЛИВУ ІНОКУЛЯЦІЇ ТА УДОБРЕННЯ 118
- Яковенко О. М., Черченко М. Й.** КОНТРОЛЬ ЧИСЕЛЬНОСТІ ШКІДНИКІВ РІПАКУ ОЗИМОГО 120
- Ярош А. В., Рябчун В. К., Солонечна О. В.** СЕЛЕКЦІЙНА ЦІННІСТЬ ТА ГОМЕОСТАТИЧНІСТЬ ЖИТА ПОСІВНОГО ОЗИМОГО ЗА ВРОЖАЙНІСТЮ В УМОВАХ СХІДНОГО ЛІСОСТЕПУ УКРАЇНИ 121
- Ярошук М. О., Свистунова І. В.** БІОЕНЕРГЕТИЧНА ЦІННІСТЬ БОБОВО-ЗЛАКОВОЇ СУМІШІ ОДНОРІЧНИХ КУЛЬТУР ЗАЛЕЖНО ВІД ЕЛЕМЕНТІВ ТЕХНОЛОГІЇ ВИРОЩУВАННЯ 122
- Ящук Н. О., Завгородній В. М., Цехмайструк А. Р., Небрат Д. Р.** СТІЙКІСТЬ ЗЕРНА ПШЕНИЦІ РІЗНИХ СОРТІВ ДО КОМІРНИХ ШКІДНИКІВ 122
- Ящук Н. О., Завгородній В. М., Радзінська Н. В., Бельська А. А.** ВПЛИВ СОРТОВИХ ОСОБЛИВОСТЕЙ ТА СПОСОБІВ ЗБЕРІГАННЯ НА ПОСІВНІ ВЛАСТИВОСТІ ЗЕРНА ПШЕНИЦІ ОЗИМОЇ 123

УДК: 631.847:633.35:546.36

Романовська О. Р., здобувач вищої освіти спеціальності 162 «Біотехнології та біоінженерія»

Ілленко В. В., кандидат біологічних наук, доцент

Національний університет біоресурсів і природокористування України

e-mail: olga.romanovskayar@gmail.com

ВПЛИВ МІКРОБНИХ ДОБРИВ НА НАКОПИЧЕННЯ ^{137}Cs РОСЛИНАМИ ГОРОХУ ПОСІВНОГО

^{137}Cs – радіоактивний штучний ізотоп хімічного елемента цезію, що в технічних умовах утворюється як побічний продукт ядерного ділення ^{235}U або ^{239}Pu і знаходиться у відпрацьованому ядерному паливі. При аваріях на атомних реакторах та випробуванні ядерної зброї ізотопи цезію є одними з основних забруднювачів, що потрапляють у навколишнє природне середовище, при цьому найбільш шкідливе випромінювання зберігається відносно довго (період напіврозпаду ^{137}Cs становить 30,15 років).

У ґрунтовому середовищі ^{137}Cs зв'язується з глинистими матеріалами, чим зменшується його мобільність, але через добру розчинність у воді може мігрувати в ґрунтових водах у вигляді йонів цезію, і таким чином поглинатись рослинами через кореневу систему. В метаболічному шляху рослини радіоактивний ^{137}Cs діє як природний калій, що призводить до накопичення радіонукліду в різних органах рослини і подальшого включення цього елемента у харчовий ланцюг.

Метою дослідження є визначення здатності симбіотичних ґрунтових мікроорганізмів сприяти або пригнічувати акумуляцію ^{137}Cs в рослинах гороху посівного (*Pisum sativum* L.) (сорту 'Шеститижневий'), що має помірні радіочутливість і можливість до накопичення радіоактивних ізотопів. Серед мікроорганізмів досліджувались зокрема мікоризоутворюючі гриби (добриво під комерційною назвою «Мікофренд») та калій-фосформобілізуючі бактерії (добриво під комерційною назвою «Живе добриво»). Ґрунт для дослідження був взятий південніше населеного пункту Народичі, Житомирської області (51°12'13.0»N 29°06'27.7»E).

Територія де відбирався ґрунт належить до зони безумовного (обов'язкового) відселення.

Дослід проводився у трьох варіантах («Мікофренд», «Живе добриво», контроль) по три повторності. Насіння гороху посівного інкубували в термостаті в чашках Петрі на змоченому водою фільтрувальному папері. Паростки висаджували в радіоактивний ґрунт і підживлювали добривами. Через 2 тижні підживлення повторили. Контрольні рослини поливали водою. Рослини збирали через 26 днів після висадки, після цього висушували на повітрі. Висушені рослини розкладали у тари, що відповідають кожному варіанту і повторності, та вимірювали гамма-спектрометром СЕГ-001 «АКП-С».

У результаті досліджень виявлено, що в рослинах, оброблених добривами «Живе добриво» з калій-фосформобілізуючими бактеріями, спостерігалася дещо вища активність ^{137}Cs , яка становила 5719 ± 1318 Бк/кг, тоді як рослини контрольного варіанту мали активність – 4055 ± 1561 Бк/кг. Зразки рослин, які оброблялися мікоризоутворюючими грибами («Мікофренд»), показали дещо нижчу активність ^{137}Cs порівняно з контролем – 3512 ± 1226 Бк/кг.

Попередньо, можна зробити висновок, що добрива з калій-фосформобілізуючими бактеріями сприяють поглинанню ^{137}Cs , тоді як добрива з мікоризоутворюючими грибами навпаки – зменшують його накопичення. Але тема потребує подальших досліджень для підтвердження результатів, а також більш детального аналізу рослин, що піддаються впливу мікробних добрив і ^{137}Cs , на біохімічні показники.