Державний вищий навчальний заклад

«Запорізький національний університет»

Міністерства освіти і науки України

**Н.В. Воронова, В.В. Горбань**

**МЕТОДИ ПОЛЬОВИХ ДОСЛІДЖЕНЬ**

*Навчальний посібник*

*для студентів освітньо-кваліфікаційного рівня бакалавр*

*напряму підготовки   
«Біологія»*

Затверджено

вченою радою ЗНУ

протокол № \_\_\_ від \_\_\_\_\_\_\_\_\_\_

Запоріжжя, 2015

УДК: 551.4 (075:8)

ББК: 26.3я73

Г671

Воронова Н.В. Методи польових досліджень: навчальний посібник / Воронова Н.В. , Горбань В.В.,– Запоріжжя: ЗНУ, 2015. – 221 с.

Курс «Методи польових досліджень є необхідною складовою підготовки кваліфікованих фахівців галузі біологія.

Навчальний посібник складається з трьох змістовних модулів – загальні відомості про Землю та ендогенні процеси внутрішньої геодинаміки; екзогенні процеси – процеси зовнішньої геодинаміки та їх роль у рельєфоутворенні; геологічна історія земної кори, тектонічні гіпотези формування земної кори та рельєфу Землі. У посібнику узагальнені уявлення про геологічну будову, тектонічну структуру та рельєф Землі, а також розглянуто актуальні питання охорони надр та раціонального використання мінеральних ресурсів.

Навчально-методичний посібник розрахований на студентів денної та заочної форм навчання освітньо-кваліфікаційного рівня бакалавр, а також він буде корисним викладачам, вчителям для поглибленого вивчення предмету.

Рецензент д.б.н, професор, завідувач кафедрою загальної та прикладної екології та зоології Запорізького національного університету О.Ф. Рильский

Відповідальний за випуск к.б.н., доцент кафедри загальної та прикладної екології і зоології Запорізького національного університету В.В. Горбань

**ЗМІСТ**

|  |  |
| --- | --- |
| **Вступ**…………………………………………………………………………3 |  |

**Вступ**

Навчальна дисципліна «Методи польових досліджень» відноситься до фундаментальних дисциплін біологічного профілю, які необхідно засвоїти студентам при отриманні кваліфікації бакалавр у галузі «Біологія».

В навчально-методичному посібнику згідно навчального плану наведені сучасні уявлення про методи відбору безхребетних в різних біогеоценозах, а також аналізу отриманих результатів та їх інтерпретації.

**Мета навчальної дисципліни:** дати студентам біологічного факультету знання про методи досліджень безхребетних тварин та їх роль у досліджуваних біогеоценозах.

**Завдання навчальної дисципліни:** вивчити загальні методики досліджень безхребетних тварин.

У результаті вивчення навчальної дисципліни студент повинен знати методи відбору безхребетних тварин (водних, ґрунтових, травостою), їх фіксації та умови подальшого зберігання, статистичної обробки; а також вміти самостійно визначати вплив екологічних та антропогенних чинників на популяції безхребетних тварин, виготовляти знаряддя для збору безхребетних, визначити до виду найбільш поширених водних, наземних і ґрунтових безхребетних місцевої фауни.

На базі всебічного вивчення навчальної дисципліни, студенти понайомляться з сучасними уявленнями про методи відбори та дослідження безхребетних, що дозволить застовувати ці знання при вирішенні проблем раціонального природокористування і в цілому навколишнього природного середовища, а це в свою чергу поглибить їх загальну теоретичну підготовку як спеціалістів-біологів, сприятиме загальному формуванню фахівців.

**МОДУЛЬ 1. Облік водних безхребетних.**

# Тема №1 «ОСОБЛИВОСТІ ФУНКЦІОНУВАННЯ ВОДНИХ БІОЦЕНОЗІВ»

Водні біоценози сильно відрізняюся від наземних. Основне абіотичне середовище по перше це вода, а по – друге, це - повітря. Корінна різниця неживої частини біоценозу тягне за собою відмінність у складі органічного світу, і найбільш важливих для організму факторів, а в наслідок чого і в методах дослідження цієї екологічної системи.

Біогідроценози підпадають під вплив коливання температури значно менше ніж біогеоценози (звичайно в межах від 2 до40˚С), однак тут спостерігаються більш значні коливання кількості кисню, який часто буває у нестачі, а інколи і зовсім може зникати, у зв’язку з чим у організмів виробились пристосування до нестачі кисню. Завдяки значно більшій ніж у повітря щільності води, багато організмів населяють її у вільно плаваючючему стані. Вода вмістить у звішеному стані масу органічної речовини і мікробів, які складають важливе іноді єдине джерело для багатьох тварин. Біогідроценози знаходяться в умовах взагалі більш слабкого освітлення, ніж наземні. Вода утворює умови для виникнення біохімічних зв’язків між організмами і біоценозами за рахунок виділення багатьма організмами у воду кисню, вуглекислоти і різноманітних продуктів метаболізму. Ці речовини або токсичні або навпаки стимулюють інші організми, утворюють якби сітку, по якій організми не прямо впливають одне на одне.

Населення водойм значно різноманітніше за наземне. Рослинний світ водойм відрізняється багатством одноклітинних водоростей (діатомових, зелених, синьо-зелених та інших) і порівняно слабким розвитком вищих квіткових рослин. Серед тварин в біоценозах внутрішніх водойм велику роль відіграють первинно порожнинні та кільчасті черви (головним чином олігохети) , молюски (двостулкові та особливо черевоногі), ракоподібні і комахи , а із хребетних - риби. В наземних біоценозах переважають комахи, але значну роль відіграють також і павукоподібні, нематоди, олігохети, а із хребетних - птахи та ссавці.

Таким чином, таксономічний склад цих двох груп біоценозів є різним, але співвідношення видів різних категорій в середині біоценозу аналогічне (звичайно від одного до декількох субдомінантних і багато другорядних видів).

Для гідроценозів є характерним, що основну масу первинних продуцентів складають звішені у воді мікроскопічні водорості, у той час коли на суходолі це виключно великі рослини, з корінням у ґрунті. Не дивлячись на дрібні розміри планктонних водоростей, вони мають великий темп розмноження і можуть давати значну первинну продукцію, за рахунок якої розвивається тваринне населення. Разом з цим, серед водних організмів поширене живлення детритом і бактеріями, в той час коли наземні переважно рослинноїстівні форми (в багатьох групах є також багато хижаків). При цьому багато груп тварин виробили фільтраційні механізми, за допомогою яких відцідюють звішені речовини і організми від води.

Просторова структура водних біоценозів сильно відрізняється їх диференціацією за вертикаллю. Це обумовлено добовими вертикальними міграціями організмів. У цьому випадку важко сказати, зайнята вся, чи ні площина води в озері одним біогідроценозом з різними ярусами, чи межу необхідно проводити на тій глибині, нижче за яку вже зникають зелені рослини і сильно змінюється характер трофічних зв’язків. У горизонтальному напрямку вони, як і біогеоценози є неоднорідними.

У зв’язку з вертикальним розподілом водного середовища серед гідроценозів виділяють «життєві форми» або «класи суспільств» або «населення основних типів біотопів», які є у водоймі: у пелагіалі (області відкритої води), бенталі (області дна водойми), поверхневій плівці води. (На відміну від біогеоценозів суходолу, де вони співпадають з рослинними асоціаціями.)

Таким чином, можна розрізняти наступні типи: **планктон**, який охоплює усі організми, що проводять життя у звішеному стані, **бентос** організми, що живуть на дні водойм у ґрунті, для позначення організмів і біоценозів, що населяють не ґрунт, але щільний субстрат і знаходяться на дні або в середині води, використовують термін **епібіози** або обростання (**періфітон**), а для організмів, що оселяються на вищій водній рослинності - **фітофільний біоценоз.**

Розрізняють ще й проміжну групу тварин, що мешкають у придонному шарі води – **планктобентос** (нектобентос), групу рухомих, активно плаваючих у масі води – **нектон (**до якого відноситься більшість риб, хоч і не всі) і невеликий але досить своєрідний маленький біоценоз поверхневої плівки води – **нейстон**.

Ці типи охоплюють декілька біогідроценозів, які різняться за біотопами. Біотопи визначаються переважно фізичними якостями середовища і групуються за зонами, на які розподіляються водойми: літораль (прибережна зона), сублітораль (до межі поширення вищої водної рослинності), профундаль. В середині кожної зони може бути теж по декілька біотопів і відповідних ним біоценозів (наприклад, на різних ґрунтах).

Біогідроценозам властива мінливість за часом. Сезонна (добова циклічна) мінливість або динаміка, також характерна, як і в наземних фітоценозах, що викликані змінами температури, спостерігається і в ценозах вищої водної рослинності, яка відмирає з початком осені. В інших біоценозах сезонні явища звичайно не такі різкі, як у наземних, внаслідок значно меншого діапазону коливання температури. Однак у планктонних суспільствах, які складаються з видів з коротким життєвим циклом, сезонні явища також є сильними, і у помірній зоні планктон у зимовий час, хоч і не зникає зовсім, але стає біднішим в сотні разів.

Річні зміни в біогідроценозах виражені майже також , як і в наземних біогеоценозах, і головним чином обумовлені тим ж причинами: змінами кліматичних умов і діяльностю людини. В біогідроценозах постійно проходять зміни у співвідношенні видів і їх кількості, причини яких не вдається встановити. Ці не спрямовані зміни то в один, то в інший бік називають **флюктуаціями,** протиставляючи їх **сукцесії** - змінам упродовж декількох років, що спрямовані в один бік. Сукцесії часто спостерігаються у біогідроценозах і представляють собою тривалий процес поступового пристосування біоценозів до сильно змінених абіотичних умов. Процес сукцесії зупиняється на якій-небудь клімаксовій стадії, яка повинна приблизно відвідати стану біоценозу в давно існуючих водоймах тієї ж кліматичної зони і того ж басейну.

Наукове вивчення процесів якої – не будь екосистеми потребує тривалого, систематичного вивчення. Перед початком дослідження необхідно виявити основні біогідроценози та їх межу і встановити станції збору матеріалу, кількість проб, строки їх відбору. Особливості методик вивчення біогідроценозів обумовлені головним чином водним середовищем, в якому безпосередньо спостереження неможливе і матеріал може бути зібраний лише за допомогою спеціальних знарядь. Крім того, вода має для водних організмів значно більше значення ,ніж повітря для наземних, тому необхідно більш детально вивчити її фізичні і хімічні характеристики. Вивчення водних біоценозів, а особливо зооценозів потребує участі спеціалістів за багатьма групами тварин.

**ТЕМА № 2 «МЕТЕОРОЛОГІЧНІ СПОСТЕРЕЖЕННЯ»**

Метеорологічні спостереження проводять на початку кожних гідрологічних робіт. Експериментально визначають температуру, швидкість і напрямок повітря, візуально хмарність, горизонтальну видимість, атмосферні явища (опади, туман тощо). Температура повітря визначається аспіраційним психрометром на висоті 2 метри над водною поверхнею. Спостереження проводяться з навітряного боку човна через 4 хвилини після пуску аспіратора.

Швидкість вітру вимірюється ручним або індукційним анемометром також на висоті 2 метри над поверхнею води. Для визначення напрямку вітру спостерігають 1-2 хвилини за легким вимпелом і за компасом визначають середній його напрямок.

Спостереження за хмарністю оцінюють за 10-бальної шкалою і обов’язково визначають інтенсивність сонячного випромінювання, яке оцінюють за 3-х бальною шкалою: похмуро - ●, сонце просвічується крізь хмари - ◘ , яскраве сонячне випромінювання - ○.

Спостереження за хвильобієм дають можливість оцінити ступінь вітрового перемішування водної маси водойми. При цьому вважається, що глибина вітрового перемішування дорівнює половині довжини вітрових хвиль, за яку приймають величину між 2 наступним гребенями або ложбинами хвилі Ці дослідження проводяться інструментально спеціальними хвильомірними віхами або візуально.

Крім того по можливості необхідно встановити напрямок і швидкість течії.

##### ФІЗИЧНІ ФАКТОРИ ВОДНОГО СЕРЕДОВИЩА

Знання гідрологічного режиму водойм і складу їх води необхідно насамперед для характеристики місця мешкання організмів і біоценозів. Одним із важливих етапів є вибір оптимальної сітки станцій (пунктів спостереження). Їх необхідно розташовувати так, щоб у певному напрямку можна було б дослідити повздовжні і поперечні розрізи водойми. Кількість станцій залежить від мети дослідження і морфометричних особливостей водойми.

Основою для планування сітки станцій може бути виділення районів, відносно однорідних за комплексом параметрів середовища і для кожного такого району достатньо 1 станції.

Наступний етап – ***визначення глибини*** на кожній досліджуваній станції. У якості приладів можна використовувати ручний лот, лебідки з автоматичним лічильником відомої довжини тросу і ехолохоти різноманітних модифікацій.

Для вимірювання глибини лебідкою карабіну до тросу кріпляться грузи не менші ніж 5 кілограмів. Потім грузи опускається до поверхні води, після чого показники лічильника виставляються на 0 і продовжується опускання на дно. У момент торкання вантажем дна (момент з’явлення слабини тросу) за показниками лічильника визначають глибину по вертикалі. Найбільш складними і досконалими приладами для визначення глибини є ехолоти, які дозволяють отримати безперервну інформацію про профіль дна. Його робота основана на вимірюванні часу проходження ультразвукового імпульсу від випромінювателя до дна водойми і назад до приймача.

Для визначення ***прозорості води*** використовують диск Секі. Його на лині з мітками через 10 сантиметрів повільно опускають у воду з тіньового боку човна. У момент, коли диск стає невидимим. Відмічають глибину. Потім опустивши трохи диск вниз , починають підіймати його до верху і фіксують глибину, коли він знову стає видимим. Середня з цих двох вимірювань приймається за величину прозорості води у метрах.

Для визначення ***кольор***у води використовують шкалу кольорів, яка складається з набору 22 запаяних скляних трубок. Трубки заповнені кольоровими розчинами. Які утворюють поступовий перехід від синього (N 1) до кольору до коричневого (N22), спостереження за кольором води проводять після дослідження прозорості і записуються за номером пробірки. При визначенні кольору води білий диск опускають на глибину, що дорівнює половині прозорості та порівнюють колір води на фоні диску з кольором рідини у трубці: під трубку підкладають білий папір.

Колір і прозорість води визначається тільки у світлі години доби.

***Запах*** води визначають після нагрівання у колбі. Приблизна шкала запаху: ароматичний, болотний (тінистий), гнилісний, деревинний, землистий, пліснявий (затхлий), рибний, сірководневий (запах тухлих яєць), трав’янистий, невизначений (який не схожий на попередні).

Потім переходять до визначення ***температури води,***  яку вимірюють водним термометром в оправі на глибині 0,1-0,5 метрів. Спочатку термометр 2 рази ополіскують у воді та опускають у воду на 3 хвилини. Вимірювання температури води за вертикаллю проводять глибоководними термометрами або електротермометрами.

**ТЕМА № 3 «Методики дослідження видового складу та чисельності фітопланктону»**

Характер біогеоценотичних процесів у прісноводних водоймах є досить специфічним. Таким ж специфічними є і методи його дослідження, які до того ж є ще недостатньо розробленими. А саме, методи кількісного обліку водоростей планктону ще досі не уніфіковані. Немає загальноприйнятої методики навіть для великих озер, річок і водосховищ. Все затрудняє використання отриманих різними дослідниками знань, а також робить не можливим їх порівняння.

Немає також і одностайної думки на вміст поняття фітопланктон. Так, одні дослідники трактують поняття “планктон” у широкому сенсі та включають до списків усі знайдені у планктонній пробі види водоростей, інші - звужують рамки до визнання лише облігатно- і факультативно- планктонних видів, зовсім ігноруючи групи тимчасово-планктонних і тихо-планктонних організмів.

Все ж ми вважаємо за необхідне враховувати усі види, що зустрічаються у товщі води і відмічати їх місце знаходження, життєвий стан і кількість. Необхідно виділяти планктонні форми, що мешкають у пелагіалі і літоралі, бентосні форми (що мешкають у ґрунті), перифітонні (що обростають різні предмети занурені у воду), епіфітобіонтні і ендофітобіонтні види (ті, що прикріплюються або оселяються в середині планктонних рослин і тварин).

# ВИБІР СТАНЦІЙ І ТРАНСЕКТ ДЛЯ ВИВЧЕННЯ ФІТОПЛАНКТОНУ

Цілком логічно, що обстежити всю водну масу великої водойми майже не можливо. Тому, завжди використовують метод вибіркового обстеження, при якому відбирають проби на станціях, що розташовані в різних ділянках водойми. Вибір станцій визначається морфометрією водойми і має за мету більш повно охопити екологічно різнорідні ділянки. Так, працюючи на озері або водосховищі необхідно досліджувати річки, що в них впадають і гирла найбільш великих струмків, основні заливи. На іншій акваторії, якщо вона не велика, достатньо намітити 5-7 станцій, які б розташовувались більш менш рівномірно. На великих озерах і водосховищах необхідно дотримуватись правила, щоб кількість станцій була пропорційною площині заливів та пльосів, які обстежуються. Якщо обстежують річку, особливо в місцях впадіння великих притоків, необхідно закладати трансекти упоперек, зменшуючи кількість станцій на них по мірі змішування водних мас – головної й тої, що впадає до річки. Коли закладають трансекти у вздовж річки необхідно враховувати вплив великих населених пунктів і промислових підприємств. Перед населеним пунктом необхідно відбирають пробу на 1 русловій станції, але нижче нього необхідно закладати 2-3 поперечні трансекти. Враховуючи те, що влив промислових і побутових стоків на фітопланктон може здійснитись лише через 2-3 доби, за швидкістю течії річки розраховують місце закладки поперечних трансект. Так, якщо швидкість річки у досліджуваного пункту 0,5 м за секунду 1 трансекту необхідно закласти через 43, 2-через 86, а 3-через 130 кілометрів. (цю відстань водна маса пройде за 1.2,3 доби відповідно). При дослідженні впливу стічної води в мало- або безпроточних водоймах трансекти закладають з урахуванням вітрових згонів, так як вітрові течії часто перебільшують схилові.

## МЕТОДИ ЗБОРУ І ЗНАРЯДДЯ ЛОВУ ФІТОПЛАНКТОНУ

Метод відбору проб сіткою, який є найбільш поширеним, для кількісного обліку водоростей зовсім не використовується. Його застосовують тільки для пошуку малочисельних видів або для отримання масового матеріалу.

Більш зручними у використанні є сітки конічної форми, для їх виготовлення використовують млинарний газ № 70. (будова сітки Апштейна).

На мілководді звичайно використовують буксування за човном, а на глибоких ділянках краще проводити тотальний лов з дна до поверхні. Сітку після кожного використання повинна бути ретельно вимитою і просушеною.

Враховуючи те, що сітка навіть з самого щільного млинарного газу погано ловить дрібні форми, сітковий планктон можна використовувати тільки для визначення видового складу фітопланктону.

Якщо необхідно оцінити співвідношення видів у пробі, то матеріал краще відбирати батометром. Існує велика кількість батометрів, але для збору фітопланктону використовують батометри з вхідної кришкою, яка розміщена вертикально, т. я. горизонтально розташовані кришки не тільки розбивають поверхневу плівку водоростей, але й сильно перемішує воду в зоні дії прибору.

Враховуючи, що всі обстеження значних за розмірами водойм проводяться маршрутно і проби відбираються на гідрологічно різнотипних ділянках (річні та озерні) , в різні години доби і при різних метереологічних умовах, необхідно відбирати або серію проб по вертикалі, або обстежувати всю товщу води від поверхні до дна. Якщо працюють на глибоководних ділянках, то обловлюють 20-70 метрів, орієнтуючись на розподіл проб за вертикаллю, тобто задовольнятись тим шаром води, нижче за який їх чисельність настільки мала, що майже не відбивається на отриманих результатах. У водоймах з глибиною 10-20 м необхідно дослідити усю поверхню води з використанням 1 метрового батометр. Оскільки об’єм його є значно великим (при діаметрі 8 см – 5 літрів),то з кожного з 2 злитих у чисте емальоване відро батометрів, після ретельного перемішування, відбирають вторинну пробу води об’ємом 1 літр і переносять у друге відро. Так відбираючи метр за метром обловлюють усю товщу води до самого дна. Із другого відра, також після ретельного перемішування, відбирають пробу для концентрації фітопланктону. Якщо батометр меншої довжини, або відбір проб неможливий можна відбирати проби пропускаючи 1 метр (але не більше). Різновидом цього методу служить “пляшковий”. Краще використовувати пляшки великого об’єму (1-2 літри) і працювати на глибині до 10 метрів, так як глибше висунути кришку пробку дуже важко. Таким приладом при відповідних навичках можна відбирати усереднену по глибині пробу фітопланктону.

Пробка використовується гумова і перед закриванням змочується водою. Чим слабше закрита пробка, тим краще вона буде висовуватись під водою, тому для зменшення ваги прилад занурюють, залишаючи над поверхнею тільки горловину пляшки. Пробка вставляється у горловину, прилад швидко опускається до дна водойми, потім енергійним ривком за линь висовується пробка і прилад піднімається до поверхні. Спочатку швидко, а по мірі приближення до поверхні повільніше з тим, щоб зменшенням тиску зберегти постійність притоку води в батометр. Час підйому визначається емпірично, так що піднятий на поверхню прилад була трохи не повною. Вода виливається у відро, операція повторюється декілька разів, а після перемішування відбирають пробу для концентрації планктону.

Причини, які викликають вертикальну міграцію планктону, досі ще досконало не вивчено. Безумовно, що велику екологічну інформацію несе не тільки вивчення процесу в динаміці, але й статичний розподіл, що отримано на великому матеріалі. Для вивчення вертикального розподілу фітопланктона вибирають декілька характерних станцій і серію проб за горизонтами відбирається як можна частіше. Найбільш частіше проведення спостережень упродовж декількох діб, повторюючи відбір через кожні 4-5 годин.

**МЕТОДИ КОНЦЕНТРАЦІЇ І КОНСЕРВАЦІЇ ФІТОПЛАНКТОНА**

В теперішній час найбільш поширеними методами консервації планктону є седиментація, центрифугування та фільтрація проби через дрібнопористі мембранні фільтри.

Метод седиментації було запропоновано ще 1914 році Р.Г. Гринбергом і модифіковано П.І. Усачовим. Недоліками цього методу є неможливість вивчення живого матеріалу і громозкість, що особливо заважає у експедиційних роботах. Сутність методу складається у тому, що пробою води, яку необхідно сконцентрувати, в залежності від ступеню розвитку фітопланктону, заповнюють пів- або літрові банки, які потім консервуються спеціальним фіксатором. Через 3-4 дні після відстоювання у темному місці, воду над осівшими водоростями можна обережно декантувати або відібрати сифоном, залишивши у пробі приблизно 100 см3  проби, яку з метою економії місця переливають у 100–кубічні склянки. За 2-3 дні до кількісної обробки проби розливають у мірні циліндри і після відстоювання у темному місці їх об’єм доводиться до 5-10 см3 , після чого вони переносяться у пеніцилінові флакони і додатково фіксуються 1-2 краплями 40% формаліну. Такі проби можуть зберігатись багато років.

Метод центрифугування майже не використовується в експедиційних умовах, так як потребує спеціальних центрифуг і джерело енергії, а використання ручних центрифуг дуже втомлю дослідників, тому, що центрифужні пробірки мають малі розміри, а це в свою чергу веде до значних помилок при підрахунках.

Найбільш портативним, особливо поширеним є метод фільтрації проб води через дрібнопористі мембранні фільтри. Перевагами цього методу є його простота і можливість концентрації проби у 200 та більше разів. Крім того, цей метод має достатню точність і дозволяє підраховувати пробу без фіксації.

Після обробки живого планктону, проба фіксується. Найбільш поширеними консервантом є формалін, але він дії на клітину дуже жорстко, що призводить до її деформації, відкиданню джутів, або до повного руйнування організму. М’яко фіксує клітини розчин Люголя, але тривалість його дії не тривала, тому на його основі розроблено спеціальний розчин:

* калій йод –10 гр., вода - 50 гр., йод - 5гр. – 1 розчин.
* хромова кислота 1% - 5 см3, льодяна оцтова кислота –10см3, формалін 40% -80 см3 -2 розчин.

Ці розчини зливаються і зберігаються у темній склянці. В залежності від густини проби в неї спочатку додають 1-5 крапель консерванту, а через 2 години доводять концентрацію до кольору темного чаю. Бентосні проби з великою кількістю органічної речовини через декілька тижнів дофіксовують формаліном. Після чого проби етикетують та зберігають у темному прохолодному місці упродовж десятків років.

**МЕТОДИ ДОСЛІДЖЕННЯ ВИЩОЇ ВОДНОЇ РОСЛИННОСТІ**

Вища водна рослинність представляє собою сукупність фітоценозів або суспільств прибережно-водної рослинності, які звичайно називають макрофітами. До них відносять як водні рослини (квіткові, папороть, хвощі і мохи), так і харові водорості, які за характером росту і методами дослідження відносяться до вищих рослин. Суспільства макрофітів, як одного з компонентів прісноводного біогеоценозу, вносять свою частку участі у кругообіг речовин і енергії у водоймі та утворюють особливе середовище для його мешканців, тому дослідження водної рослинності є необхідним ланцюгом у комплексному вивченні водойм. Виділяють наступні аспекти вивчення:

* роль фітоценозу у накопиченні первинної продукції,
* характер і ступінь взаємодії рослинності та інших елементів водойми
* роль рослинності у динаміці усього водного біоценозу
* вплив людини на рослинність з метою підвищення загальної продуктивності водойми.

Вивчення прибережно – водної рослинності починають з встановлення видового складу макрофітів. Для водних суспільств це іноді буває складно, тому, що деякі рослини занурені на значну глибину. У цьому випадку необхідно їх витаскувати руками, або застосовувати спеціальні знаряддя (граблі, драги, скребки тощо). Коли обстежують твердий грунт доцільно використання легкого водолазного знаряддя. Якісна характеристика фітоценозу складається із повного списку видів з вказівкою їх фенологічної фази, а іноді ще й життєздатності. Визначення цих показників має значення для екологічного аналізу видів і відповідає такій класифікації для наземних рослин.

Кількісну характеристику суспільств поділяють на дві групи методів: приблизні на око та точні, які дозволяють встановити у суспільстві співвідношення окремих видів. При цьому виділяють домінанти і субдомінанти - види, що перебільшують за кількістю пагонів і за масою. Домінанти, що обумовлюють особливості певного ценозу називають **едифікаторами.** Так як ценоз є різнорідним, то виділяють ще й **синузії – це структурні частини фітоценозу, обмежені у просторі (**особлива екологічна ниша**) і які відрізняються за морфологією, флорою, екологією та фітоценологією.** Таке поняття синузії головним чином відповідає поняттю ярус, що є вертикальним відображенням структури. Так описуючи прибережну рослинність добре виділяються наступні яруси: повітряно-водні рослини, рослини з плаваючим листям і занурені. Розмежування на такі яруси є обов’язковим для гідробіологічних досліджень, тому що окремі яруси звичайно пов’язані з певними групами тваринного населення. При виділенні ярусів необхідно вказувати їх висоту і проектне покриття травостою у кожному ярусі.

Горизонтальна структура фітоценозу виражається у різному характері поширення рослин за площиною: роздільне, роздільно-групове, зімкнуто-групове та зімкнуто - дифузне. Розміщення рослин за горизонталлю вивчають як на око, так і з використанням більш точних методів: заміри і схематичне замалювання окремих плям або облікових ділянок. Для вирішення питання, про те, чи є ті або інші відмічені плями рослинності випадковими, щорічно змінними, необхідні багаторічні спостереження на постійних моніторингових ділянках.

Опис вищої водної рослинності проводиться на спеціальному бланкі, на основі цього описання рослинне суспільство відноситься до тієї або іншої асоціації. Асоціація – це основна одиниця класифікації фітоценозу. До однієї асоціації відносяться фітоценози подібного складу і якості, які відображають схожість взаємовідношень між рослинами в певних умовах існування. Встановити асоціацію можна тільки на основі вивчення декількох фітоценозів, які за домінантами віднесені до однієї асоціації, а заключні висновки можна зробити з використанням діагностичних ознак і коефіцієнтів спільності та постійності видів. Коефіцієнт спільності встановлюють для кожної пари фітоценозу за формулою Жаккара:

*Де А - кількість видів у одному ценозі,*

*В - кількість видів у іншому ценозі,*

*С - загальна кількість видів.*

При 5 описаннях отримують коефіцієнт 45 для всіх парних сполучень ценозів. Наприклад 1 і 2, 1 і 3 тощо. Після чого розраховують загальний коефіцієнт спільності для певної асоціації. Постійність або константність виду визначається за кількістю ценозів де є певний вид. Константність у 100% означає ,що вид зустрічається у всіх фітоценозах (розрізняють 10 класів, або 5 класів через 20%). Розподіл видів за класами можна відобразити у вигляді кривої постійності, яка характеризує асоціацію. Якщо константні види дуже часто зустрічаються їх називають домінуючі константи, види що відмічено у всіх ценозах-постійні константи, а в деяких-місцеві або локальні константи.

У подальшій обробці матеріалу асоціації об’єднуються у формації. В одну формацію входять асоціації. Де ярус, що перебільшує складено одним і тим же видом, наприклад очеретом. Формації об’єднуються за перебільшеними еколого-біологічними формами в групи або класи формацій, а далі в підтипи і типи рослинності.

Час дослідження прибережно - водної рослинності повинен бути приреченим до моменту її максимального розвитку. Для середньої смуги це звичайно кінець червня початок серпня. Стаціонарні геоботанічні дослідження потребують регулярності і фенологічних спостережень, з урахуванням факторів навколишнього середовища: температури повітря і води, кольору і прозорості, рН і сольового складу, механічного та хімічного складу ґрунту.

Облік рослинної продукції , або фітопродукції оснований на визначенні певної маси, яку виражено у одиницях ваги. Звичайно під біомасою розуміють вагу рослин з одиниці площі (1м2 або 1 га). Необхідно зауважити, що коли йде мова про суху біомасу, необхідно говорити про повітряно-суху біомасу або абсолютно-суху. Крім того під цією масою часто розуміють тільки надземну біомасу (не враховуючи масу підземних органів). Відомо, що річна продукція вищих рослин майже завжди дорівнює їх максимальній біомасі на період цвітіння. Методика обліку біомаси прибережно - водної рослинності різна для різних груп. Для того, щоб взяти пробу використовують покоси повітряно -водної рослинності, що росте по урізу води або на незначній глибині, використовуючи такі ж знаряддя як і для наземної рослинності, а саме ножиці, серп, а іноді косу з укороченою ручкою. Рослинність з листям, що плаває і занурену, яка росте на мілководді (70-80 см), виривають просто руками. Складніше відбирати проби підземних органів. В періоди коли вода відходить, їх можна викопувати як підземні органи наземних рослин (ділянку 10\*10\*10 см), а потім виділяти механічно або відмивкою через систему сит. Врахування підземних органів зі значних глибин ще не розроблено.

Покоси для визначення фітомаси беруть в найбільш типових місцях рослинності з 1 або 0,25 м2. Для обмеження укісної площини використовують спеціальну дерев’яну рамку. Для рослинності з плаваючим листям рекомендується брати укоси з 4 м2. Звичайно проби беруть у 3 повторностях.

Проби рослинності повинні бути обсушеними фільтрувальним папером або марлею, після чого визначають їх сиру вагу. Повітряно-суху вагу визначають висушуванням покосів на повітрі або у сушильній шафі при температурі 60-100˚С

Фітомаса водної рослинності виражається у одиницях ваги на одиницю площини (г/м2,кг/м2,ц/га). Якщо відома площина окремих асоціацій і їх продуктивність, можна визначити запас рослинної маси на всю водойму. А потім на 1м2 або 1м3 водойми, маючи на увазі визначення продукції. Фітопродукцію краще переводити на органічну речовину або вуглець, так як у цих одиницях звичайно виражається продукція фітопланктону. Ще краще все перевести у калорії.

**Методи обліку водних безхребетних**

Методи збору зоопланктону включають 2 процеси:

* взяття (зачерпування) проби води і доставка її на поверхню;
* відділення планктону від води.

Сітчастий метод є найбільш розповсюдженим і простим. При фільтрації води через сітку з шовкового або капронового газу затримуються організми планктону.

Класичне знаряддя збору планктону сітка Апштейна, яка складається з газового конусу з широкою основою, що нашита на металеве кільце, з прикріпленим на вузькій усіченій основі стаканчиком, в якому концентрується зібраний планктон. Конус з газу спочатку пришивається до смужки щільної матерії, яка кріпиться до обруча. Спеціальний шовковий або капроновий газ відрізняється великою міцністю та рівномірністю розташування ниток. Номер його відповідає кількості ячейок в 1 см.

Для збору мікропланктону застосовується газ № 64-77, мезопланктону – від №38-64. Нижній кінець конусу також обшивають щільною матерією і прикріплюють до стаканчику за допомогою плоского латунного кільця з зажимним ґвинтом. Особливо зручними є металеві стаканчики з краном. Замість крану може бути вставлено патрубок з ґумовою трубкою, що закривається зажимом Мора.

Сітку Апштейна тримають над водою, так щоб металевий стаканчик було занурено у воду (не забудьте перевірити, чи закритий кран!). Через сітку необхідно поцідити 100 літрів води (звичайно воду набирають літровою банкою або відром). Після чого відкривають кран та вміст стаканчика виливають у 200 гр. банку. Проба етикетується і фіксується.

Фіксація матеріалу проводиться звичайно концентрованим формаліном або 70-95º спиртом з таким розрахунком, щоб у банці з урахуванням води, що в ній, був 4% або 70% розчин фіксатору.

Етикетка заповнюється простим олівцем і повинна мати такі дані:

Планктон\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_П.І.П.\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_дата\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_

t повітря\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_ t води\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_

хмарність\_\_\_\_\_\_\_\_прозорість води\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_колір\_\_\_\_\_\_\_запах\_\_\_\_\_\_

ґрунт\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_зарості \_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_знаряддя\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_

Якісна та кількісна обробка проб поводиться в лабораторії. Проби із 200-грамових банок переливають в мірні циліндри, які нумеруються за допомогою стеклографу. Пробу необхідно тримати 2-3 дні в одному місці для того, щоб організми під дією сили тяжіння осіли на дно. Концентрують проби планктону до 10 мл. Гумовою трубкою з грушею дуже обережно зливають надосадкову рідину в порожню судину, що залишилась в циліндрі з організмами – добре перемішують і переливають в пініциліновий флакон з аналогічною етикеткою. Тільки після цього проба готова до обробки.

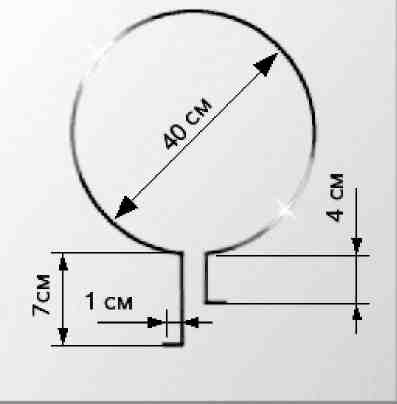
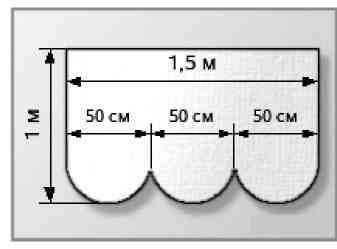
Перед тим, як проводити якісний і кількісний облік, проби в пініциліновому флаконі перемішують. Мірною піпеткою відбирають 1 мл. рідини і розміщують в облікову камеру. Облік організмів ведеться під бінокулярною лупою. Необхідно проводити разом як якісний, так і кількісний облік. Робиться це так. Облікова камера поділена на смужки, так що ширина однієї смужки відповідає полю зору, який розглядають. Розглядаючи послідовно одну смужку за іншою, в щоденник записується назва організму, визначеного за допомогою визначника або іншої довідкової літератури. Кількісний склад визначається за прикладом:

Тут проби № 1,2,3, - це зразки, що взято з пеніцилінової пляшечки і мають об’єм (1 мл.). Розглянуті проби виливають назад у пляшечку і перемішують. Таким чином визначається середня кількість організмів в 1 мл. Всього було відібрано 100 мл., тому необхідно зробити перерахунок. Для цього отриманий результат перемножують на 1000. Для визначення біомаси планктону існують спеціальні таблиці з відомою середньою масою організму. Якщо знати цю величину, необхідно перемножити її на отриману кількість організмів, а добуток - це біомаса організмів певного виду.

Отримані дані перераховані на 1000 мл. і згруповані за розділами занотовуємо до звітної таблиці:

Зоопланктон річкової ділянки Каховського водосховища (екз./ м3, мг/м3).

Для обліку бентосу використовується водний сачок. Як його виготовити, показано на рис. 1. Сачки мають мішечок з особливо міцного матеріалу або млинарного газу №32 – 62. Діаметр такого сачку повинен бути 20 або 25 см. Це зручно для подальшого перерахунку на 1 м2.



20-25см

**20-25**

**см**

Рис.1 – Методика виготовлення водного сачка.

Проба бентосу береться на відстані 0,5 – 1,5 м від берегу. Сачком ведуть по дну 0,5 або 1 м. Ґрунт з сачка висипають на серію сит і промивають водою, після чого організми вибирають пінцетом або препарувальною голкою в пініциліновий флакон, додають води і фіксують формаліном або спиртом, як і зоопланктон. Якщо в пробі є великі молюски їх промивають і складають в іншу банку, фіксують і етикетують, вказуючи той же номер, що й на флаконі. У лабораторії розбирають вміст проби. Організми з пініцилінового флакону викладають в чашку Петрі та сортирують за видами. Потім за допомогою визначника встановлюють видову належність організмів. Після чого на торсійних терезах зважують організми по групам, легенько обсушив їх фільтрувальним папером. Отримані дані заносять до таблиці.

Приклад:

Таблиця - Зообентос р. Мокра Московка (екз./ м2, мг/м2).

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| Види організмів | Ст.№ 1 | Ст.№ 2 |
| *Crustacea*   1. Cyclops sp. *Hirudinea* 2. *Hirudo medicinalis* | 3/0,05  1/1,5 | 5/0,09  - |
| *Olygochaeta*   1. *Tubifex tubifex* | 5/0,8 | 10/0,16 |
| Усього: |  |  |

У звіті заповнюється аналогічна таблиця, тільки отримані дані перераховують на 1 м2.

Якщо d сачка дорівнює 20 см, а довжина ділянки (1), з якої бралась проба, 0,5 м, то всі дані необхідно помножить на 10 (див. малюнок)

0,2 м

0,5 мм 1 кв. м.

**1**

# ВИВЧЕННЯ БЕЗХРЕБЕТНИХ. ГРУНТУ І ПІДСТИЛКИ

1. Методи дослідження мікрофауни ґрунту.
2. Методи дослідження мезофауни ґрунту.
3. Вивчення фауни некрофагів (мертвоїдів) та копрофілів.
4. Використання безхребетних у судово-медичній експертизі.

Поняття ґрунту невід’ємно пов’язане від живих істот, які в ньому мешкають. У ґрунті мешкає постійно або тимчасово багато видів тварин, їх кількість на один метр квадратний сильно варіює. Більш великі безхребетні (черви, багатоніжки, жуки та їх личинки тощо) містяться десятками та сотнями екземплярів на 1 м2 , дрібні членистоногі (кліщі, ногохвостки) – тисячами і сотнями тисяч, нематод нараховують до мільйону на 1 м2 , а найпростіших нараховують тисячами у 1 г. ґрунту. З ґрунтом у тому чи іншому ступені пов’язані до 90 % відомих комах. Методики дослідження мешканців ґрунту використовують у сільському та лісовому господарстві при оцінці його придатності для посіву тих чи інших культур, закладки питомників, а також для екологічної експертизи ґрунту.

Єдиної методики обліку усіх груп безхребетних, які мешкають у ґрунті не має і бути не може. Методика визначається характером вивчаємих об’єктів (їх розмірами, чисельністю тощо), умовами ґрунту, часом доби і року і взагалі завданням дослідження.

Населення ґрунту і підстилки у багато в чому подібне, що дозволяє застосовувати ряд загальних методів для його вивчення. У розмірно-екологічному плані виділяють **мікро- і мезофауну**, для вивчення яких застосовують різні методи.

**Методи вивчення мікрофауни ґрунту**

До ґрунтової мікрофауни відносяться найпростіші (протистофауна), нематоди, коловертки, тихоходки, кліщі та інші дрібні форми.

При вивченні ***найпростіших***, ґрунтові проби відбирають лопатою з глибини 0-5, 6-10,10-20, 20-30 і 30-50 см ручним буром і кладуть у пластикові пакетики. Проби з ґрунту беруть з ділянки 0,25×0,25 м, а у підстилці з ділянки 5\*5 або 10\*10 см. Матеріал етикетують.

Визначення кількості найпростіших проводиться методом найбільших розведень субстрату рідким поживним середовищем. 10 грамів ґрунту розмішують у колбі з 90 мл. стерильного поживного середовища (перше розведення –1:10) і струшують протягом 10 хвилин. Друге розведення роблять у трьох повторностях: стерильною піпеткою беруть з колби 1 мл. ґрунтової суспензії і переносять до пробірки з 9 мл. поживного середовища (розведення 1:100), потім аналогічним способом роблять до 5 розведень: від 1:1000 до 1:1.000.000. За кількість найпростіших приймають знаменник останнього розведення, при якому ще можна знайти активні клітини. Загальна кількість найпростіших складається із числа клітин кожного знайденого виду за таблицями Мак Креді. Цю методику використовують для зооіндикації якості ґрунту з використанням найпростіших.

Коли вивчають ***мікроартропод*** використовують ручний бур. Для вилучення їх з субстрату використовують методи флотації та інші.

Труднощі виявлення і збору ***ґрунтових нематод*** пов’язані з особливостями їх поширення. Спеціальна методика їх пошуку основана на розкопках ґрунту. Ділянки для розкопок вибирають там, де у масі зустрічаються членистоногі, які є потенційними хазяїнами нематод. Площа ґрунтових ям складає 625 см2 ( 25\*25 см, або 0,0625м2 ), глибина –30 - 40 см. Грунт розминається і просіюється на папері або пластику руками, і усі знайдені мермітиди підраховуються і фіксуються. Якщо їх кількість задовольняє дослідника, беруться додаткові проби у більш глибоких горизонтах (до 1 метра і більше). Розбір ґрунтової проби дуже важкий процес, який потребує попереднього вибирання каміння, коріння і інших включень. Поряд з вільно існуючими нематодами у ґрунті зустрічаються паразити комах. Тому відбираються також дорослі комахи і їх личинки, розтин і дослідження яких проводиться в лабораторії. Визначається інтенсивність зараження комах порожнинними паразитами.

**Методи дослідження мезофауни грунту**

Черви, молюски, мокриці, а також личинки, лялечки і навіть яйця багатьох комах складають головну частину мешканців ґрунту. Вивчаючи великих ґрунтових безхребетних використовують прямі методи обліку, які дозволяють визначити численність окремих представників у всьому об’ємі ґрунтового розокопу (до глибини їх зустрічаємості) або за шарами різної глибини. Результати перераховуються на 1 м2.

***Найбільш універсальним і технічно не складний методом є пошарова викопка і розбір досліджуваних проб безпосередньо у польових умовах*.** Якщо грунт вологий , то необхідно розкопувати 0,25 м2 (50\*50 см), а якщо грунт сухий –1 м2, дуже рідко площина розкопу збільшується до 2 м2, останні випадки пов’язані з необхідністю збору достатньої кількості матеріалу, коли щільність організмів є не високою.

Відбирати пробу необхідно прямокутною лопатою. Площу проби відмічають спеціальним шаблоном (рамкою), потім від межи проби відгрібають рослинність і поряд розташовують пластикову клейонку для розбору проби. Шари проби, які знімають ретельно перетирають руками і розсипають на клейонці. Проводиться вибірка об’єктів. Організми фіксують 4% розчином формаліну. Всіх знайдених тварин (у тому числі і не придатних для подальшого дослідження та тих, що не вдалось забрати) записують у щоденники. Розбір проб здійснюється у лабораторії. За допомогою визначника встановлюють видову належність, здійснюють перерахунок на 1м2, а результати роботи заносяться до таблиць. Проба з підстилки повинна бути взята з ділянки від 0,25 до 1 м2 аналогічним способом. Результати обробляються так само.

Коли вибирають великих мешканців підстилки, келишками або рамками відмічають площину, яку вивчають ( від 1 до 10 м2) і руками або промивкою вибирають безхребетних. Можна окремими порціями розташовувати підстилку у пластикові мішки, а вибирати об’єкти в лабораторії. Дрібні рухомі об’єкти звичайно виганяються за допомогою різноманітних еклекторів або флотацією. (Рис.)

Існують давні методики, які дають прекрасні результати. **Метод Лаваня** дозволяє у польових умовах видаляти з ґрунту (або підстилки) майже всі групи тварин. Він особливо корисний для дослідження коріння дерев і чагарників.

Необхідно взяти два відра, одне наповнити водою на половину або на дві третини, а друге до верху, поставити 1 відро зліва, а друге справа від себе. Коло другого відра розстелити шматок щільної матерії, яка б добре пропускала воду. Зліва від першого відра розташувати судину , в яку насипається земля, яку досліджують. Грунт пошарово невеликими порціями з досліджуваної території насипають у судину, а з відтіля пригоршнями насипають у перше відро, розтираючи грудки і коріння. Періодично за допомогою дрібного сита знімають плівку з поверхні води і переносять її до другого відра, де об’єкти звільняються від землі. Плаваючу масу безхребетних і рослинних залишків знімають за допомогою сита і переносять на тканину, щоб стекла вода. Вибирають рухомі великі об’єкти. Після обробки кожного шару тканина з масою, що залишилась скручують і зав’язують краї. Для нового шару використовують нову тканину.

В лабораторії із скрученої тканини з об’єктами відбирають воду фільтрувальним папером (тканину не розвертають), розгортають тканину, і розташовують їх вміст на металеві сита з діаметром ячеї 1-1,5 мм, розташовують кожне сито над фарфоровими чашками. Коли тканина підсихає безхребетні організми падають в чашки.

За правило, усі перераховані методи забезпечують якісний бік досліджень і не дозволяють визначити щільність фауни в цілому і чисельність видів, що домінують. Однак більше 80% видів певної місцевості є переважно рідкими або зустрічаються локально, і тому не потрапляють у проби. Поряд з основними методами рекомендується використовувати маршрутні обліки, ловчі канави, ловили різних типів, приманки і інші способи лову.

Багато комах ховаються під корою хворих, сухих і повалених дерев або пнів. Для збору кору обережно рукою або за допомогою ножа віддирають, продивляються її внутрішню поверхню. Кращі збори дають дерева з трохи відсталою корою. У пнях, що заселені мурахами збори інших комах дуже не великі.

Мурашники , гнізда джмелів і ос, пташині гнізда, деревинна труха у дуплах, міста скупчення кажанів, нори ссавців (особливо гризунів) досліджуються головним чином, просіюванням через ґрунтове сито *(показати)*, або уважним їх розгляданням, мешканців мурашників виловлюють за допомогою приманок і ловило.

Ряд видів жуків і двокрилі пов’язані з грибами, у тому числі із підземними. Багато комах заселяють трутовики. Підставляючи під трутовик сачок і трохи стукаючи по поверхні гриба, виганяють з нього комах (переважно жуків). Трутовики краще не збивати з дерева, а використовувати їх упродовж всього літа для зборів комах.

Під камінням, дошками, деревами, які впали, і взагалі під предметами, що лежать на землі ховаються різноманітні жуки, деякі клопи, вуховертки тощо.

**Методи дослідження копрофагів та некрофагів (мертвоїдів)**

Фекалії ссавців дають матеріал по фауні копрофагів. Свіжість фекалій, їх місце знаходження, грунт на якому вони лежать, сезон року і їх походження впливають на видовий склад його мешканців. Свіжі фекалії дають не великі збори, в нашому кліматі найкращі результати дають фекалії, які пролежали на рихлому ґрунті одну добу. Сухі фекалії можна пропустити через сито, а більш менш вологі обробляють водою. Для цього кучку фекалій беруть лопатою і кладуть у таз або відро з водою, де їх розмішують. Жуки спливають на поверхню, звідкіля їх легко вибирати пінцетом. Сильно дрібних комах, що злітають з фекалій, зручно ловити так: тримати над ними листок змоченого у воді паперу. Комахи, що злітають прилипають до паперу, а з нього за допомогою кісточки переносять до пробірки зі спиртом.

Для лову хижаків у землі роблять приманочні ловильні ями. Для цього у лісистій місцевості риють ями величиною з відро. Стінки ями повинні бути відвісними, або трохи звуженими до верху, а дно добре утрамбованим. Можна врити в землю і просто відро, банку, металевий циліндр або пластиковий стаканчик (рис.2). У такі ямки попадають жуки, які бігають по землі. Для привертання жуків у ями в них кладуть: вбиту жабу, шматок м’яса тощо. Оглядати такі ловили необхідно ранком.

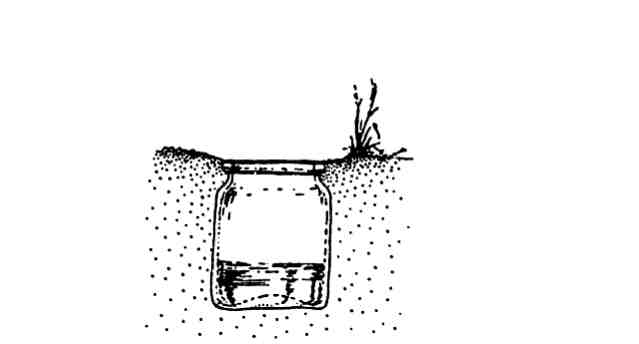


Рисунок 2. Ловильна яма для лову хижаків.

Приманкою для падальних жуків (мертвоїдів, карапузиків, стафілінів тощо) служать трупи дрібних тварин, а особливо птахів. Їх розкладають на різноманітному ґрунті, спочатку розчистивши і утрамбувавши ділянку ґрунту. Приманку щоденно оглядають. В залежності від ступеня розкладання трупа змінюється видовий склад його відвідувачів, а тому приманку треба оглядати до моменту її повного розкладання. *(рис)*

Кістки трупів і їх шкура дають добрі збори жуків блестянок, деяких хижаків, сухоїдів, костоїдів і кожеїїдів.

Падальні жуки часто бувають забрудненими, тому їх необхідно спочатку вимити у воді або у спирті, в останньому вони зразу ж і зафіксуються.

Використання фауни комах і стадій їх розвитку у судово-медичній експертизі.

Якщо досліджують труп людини і на ньому знаходять тільки яйця мух, які відкладено на поблизу носа, рота, очей та на статевих органах, то можна сказати, що від моменту смерті пройшло від 12 до 24 годин. Наявність яєць і личинок свідчить, що про те, що з моменту смерті пройшло більш ніж 24 години. Велика кількість личинок свідчить, що пройшло від 3 до 9 діб, лялечки з’являються на трупі у кінці тижня, а їх велика кількість свідчить , що пройшло більше часу.

Личинки мух здатні знищувати м’які тканини трупа тільки-но народжених за 10-12 днів, трупа дорослого за 3-4 тижня. Мурахи перетворюють труп на скелет за 4-8 тижнів. Спричинюють ушкоджень трупу і таргани, сліди їх впливу на труп нагадують пергаментні плями, що можна сплутати із хімічними опіками або синяками та припустити гіпотезу про можливе насильство. Аналогічні зміни можуть залишатись від личинок мух. Жуки, лускокрилі та інші комахи приймають участь у зруйнуванні трупа як на повітрі, так і у ґрунті.

Крім того, у судово-медичній експертизі практикують для встановлення отрути, якою було отруєно людину проводити дослід на павуках, використовуючи таку їх особливість: в залежності від того, яка отрута міститься у крові , павук плете специфічну павутину, за формою якої можна розшифрувати вид отруєння.

# ВИВЧЕННЯ КРОННИХ БЕЗХРЕБЕТНИХ І УШКОДЖЕНЬ

# ЛИСТОВОЇ ПЛАСТИНКИ

Вивчення мешканців крони – дуже важка ділянка зооекологічних робіт, так як верхівки дерев важкодоступні, а дані, що отримано для окремих гілок, важко перерахувати на весь деревостій і на всю площу насадження.

Попередні обліки можна проводити візуально, ретельно оглядаючи окремі гілки і відмічати видовий склад і чисельність безхребетних, потім необхідно підрахувати кількість листя, окремо або з тих же гілок взяти зразки для визначення видової належності безхребетних і визначення середньої ваги одного листа.

За кордоном широко використовується наступний метод обліку своєрідних об’єктів: під деревом розстилається тканина, уся крона обробляється швидко діючим інсектицидом (типа дихлофос), через декілька хвилин крону сильно струшують і збирають, об’єкти, що впали. Звичайно, що так не враховуються об’єкти, що прикріплені і ті, що застряли у кроні.

Як допоміжні методи використовують струшування гілок над перевернутим зонтом, косіння крони сачком з довгою палкою. Можна використовувати пристосування, які будуть аналогічні ловилу або біоценометру з дном, яке підрізає рослинність. Для обліку використовують всасувальні апарати, підрахунок ушкодження листової пластинки, рубку модельних дерев з тотальним підрахунком фауни.

В кожному досліджуваному біотопі враховують рельєф, рослинність, в трав’яному ярусі вибирають ділянки обліку розміром 25×25 м2 кожна. Ділянка розбивається 5 менші по 5×5 м2 кожна. В свою чергу на кожній ділянці виділяється по 1 модельному дереву.

В основу обліку покладено вибірку безхребетних на гілці довжиною 0,5 м. Для цього спочатку перераховується кількість гілок довжиною 0,5 м на дереві. Проби відбираються шар за шаром зі всіх частин крони. Сачок з довжиною мішка 50 см накидають на гілку, вона відрізається, мішок сачка затягується та знімається. Метод пошарової вибірки складається з поділу крони на шари-яруси. На великих деревах з верхнього ярусу беруть 4 проби, середнього – 7, нижнього – 3. Для невеликих дерев кількість проб відповідно зменшується.

Облік б/х здійснюють як у лабораторії, так і на місці. Під час дослідження враховують комах, яких не спіймали. Отримані дані переводять на 1 дерево. Після цього розраховується середня кількість б/х на обліковій ділянці, з урахуванням даних з інших модельних дерев. Заключний етап – це підрахунок на обліковій площі. Для цього кількість б/х помножується на кількість дерев.

При проведенні обліку б/х у кроні водночас на цих же модельних деревах рекомендується провести облік пошкодження листової пластинки. Для цього необхідно обчислити % ушкодження листової пластинки на кожній модельній гілці, а потім - середнє значення для ділянки.

Всі отримані дані фіксуються у щоденнику, до них додається схема досліджуваної ділянки.

Наприклад:

Здійснюючи опис ушкоджень листової пластинки, необхідно вказувати тип ушкодження: погриз, склетування (зіскоблення поверхні листка так, що залишаються жилки), мінування (личинки з’їдають внутрішні тканини листка між покривами), звертання, галоутворення (личинка знаходиться у середині тканин, що гіпертрофічно розрослися).

Для листогризучих комах встановлюється ступінь нанесеної ними шкоди. Ушкодження листя можна визначити за п’ятибальною шкалою.

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| Бал | Відсоток винищення  листової поверхні | Характеристика пошкодження |
| 1  2  3  4  5 | 1 – 5  6 – 25  26 – 50  51 – 75  76 – 100 | слабке  помітне  середнє  сильне  дуже сильне |

Облік результатів по ушкодженню листової пластинки проводиться студентом індивідуально на модельних деревах, а перерахунок на досліджувану ділянку проводиться з урахуванням результатів на 5 модельних деревах.

Облік облігатних кроних комах, які зимують на дереві можна проводити зимою або ранньої весною за методом **В.Л. П’яткової**. З декількох дерев у різних місцях зрізують пагони так, щоб їх сумарна довжина складала 60-80 см. Підраховують кількість пагонів, визначають середній річний приріст (кількість метрів ділять на кількість зрізаних пагонів). На деревах підраховують загальну кількість пагонів. Коли відомий середній приріст, виводять сумарну довжину гілок досліджуваного дерева. В лабораторії підраховується середня кількість яєць і личинок комах, що зимують. Отримані результати переводяться на одиницю площини ділянки. Ранньою весною зрізані гілки можна розташовувати у воді (спосіб ентомологічного букету) і проводити облік яєць і активних фаз розвитку комах з молодого і ушкодженого листя. Метод дає прекрасні результати для обліку листовійок.

Швидко визначити частку вибраної комахами листової маси можна за модифікованою методикою **І.А. Богачової**. Усе листя в пробі розділяють на ушкоджене і ціле і обидві порції звішують. Ушкоджені частини листя обводяться гострим олівцем на папері на фоні обведеного силуету листка. Зважують силуети листя, а потім ушкоджені частини також вирізаються і зважуються. Співвідношення мас силуетів і вирізок дає точне уявлення про справжнє співвідношення площини цілого листка до їх ушкодження і ушкодженої частини після пошкодження. Якщо вирізати і зважувати прямокутні шматочки цілих листків і паперу, можна встановити співвідношення між площиною і масою листя і перевести результати у дані ваги.

МЕТОДИ ОБЛІКУ БЕЗХРЕБЕТНИХ У ТРАВОСТОЇ

Обліки мешканців травостою є достатньо складними і важкими, так як результати повинні відобразити реальне співвідношення різних груп фауни і давати точне визначення про щільність видів і населення в цілому. Значні труднощі виникають при використанні багатьох методів внаслідок того, що частина об’єктів падає на грунт або злітає, а деякі безхребетні малорухомі або прикріплені до рослин.

Для обліку великих комах, що літають і добре помітні є ефективним метод маршрутного обліку. Наприклад, для обліку запилювачів достовірними є результати по обстеженню маршрутної смуги, яка складає лише 3% від території, що вивчають.

**Маршрутний метод обліку безхребетних**

Застосовують для обліку великих об’єктів, що зустрічаються рідко. Рекомендується обстежувати 30 облікових смуг довжиною 100 метрів і шириною 2 метри. Розраховують щільність об’єктів на всій ділянці, враховуючи загальну площу ділянки і площу облікових смуг, а також на одиниці площі за однією з формул:

N=wx/y, де

w – площа ділянки,

x – кількість об’єктів, що відмічено за одну хвилину,

y – швидкість пересування спостерігача.

N=n/vts, де

n - кількість облікованих особин,

v - швидкість руху спостерігача,

t - час, який витрачено на облік,

s- ширина зони обліку.

Другу формулу може бути представлено у простому і зручному для використання виді:

N=n/w

Спостереження і облік дрібних багато чисельних малорухомих об’єктів (тля, щитівка тощо) можна проводити під бінокулярним мікроскопом, який встановлено на переносній тринозі. За необхідність тут же монтується освітлення. При збільшенні у 10 разів облікова площина складає 6,5 см2. Цей метод дозволяє вивчати динаміку об’єктів без порушення структури і умов існування проби.

Для якісних і відносно кількісних методів застосовують метод ентомологічного косіння. Стандартним сачком, рухаючись по травостою. Відібраних комах розміщують на матрацики. Метод косіння не дає точного уявлення про якісний і кількісний склад фауни. Рекомендують застосовувати сачок з діаметром обруча 0,37 м та довжиною древка – 1,5 м. За пробу вважають 100 змахів сачка. Для зручності проба береться по 20 – 25 змахів кожна. Результати косіння важко перевести на площу травостою. Звичайно вважають, що при використанні стандартного сачка з діаметром обруча 0,37 м та древком довжиною 1,5 м, 100 змахів приблизно відповідають площі 2 м2.

Дещо більш точні результати дають кошелькові ловили, які побудовано за типом дночерпака. Рослини накривають ловилом і швидко закривають його стулки. Вміст розташовують у пластикові мішки і обробляють у лабораторії.

Найбільш досконалим методом кількісного обліку мешканців травостою, який забезпечує повний облік усіх груп безхребетних і дає можливість розрахунку їх щільності на біомасу рослин і площу, є облік біоценометром. Досліджувану ділянку травостою швидко накривають біоценометром і в залежності від його будови і призначення, проводять вибірку об’єктів. Рекомендується використовувати біоценометри у комбінації з фотеклекторами. Застосування біоценометрів це трудоємкий процес, який займає багато часу.

У сільськогосподарській і лісовій практиці ентомологічних досліджень широко застосовують метод всасування об’єктів повітряним потоком у спеціальні колектори. Він дає непогані результати, але не забезпечує збір прикріплених форм і повного вибирання об’єктів.

Частина об’єктів на період обліку представлена личинками, які мешкають у середині рослин, тому для їх вивчення використовують виведення до імаго. Вивчаємі рослини в природних умовах накриваються марлевим мішком або ящиком з фотеклектором, з нього вибираються усі не бажані об’єкти. Садок періодично перевіряють і відбирають імаго, що вийшли. Там полегшується визначення видової належності.

**Метод вибірок безхребетних**

Проба – це група об’єктів, яких вибрано з субстрату відомого розміру. Проби певної категорії повинні мати однаковий розмір. Перелік щільності на стандартну одиницю субстрату є коректним тільки для кількості особин, їх ваги і аналогічних показників, але не для кількості видів.

Для виявлення видового складу і відомої оцінки чисельності організмів широко використовують різні приваблюючі приманки, пастки і деякі інші методи.

Для деяких ентомологічних робіт точні дані не є обов’язковими, і тоді чисельність оцінюється за балами. Ентомологами широко застосовується **п’ятибальна шкала**:

1. – одинично;
2. – рідко;
3. – звичайно;
4. – численно;
5. – у масі.

**Шкала по Друзе:**

0 – один екземпляр за весь період обліку,

1 – одинично,

2 – рідко,

3 – час від часу,

4 – розкидано,

5 – розсіяно,

6 – численно.

Загальноприйнятих значень реальної чисельності для бальної системи немає, що заважає навіть приблизній оцінці щільності об’єктів. Шкала системи може бути пропорційною або логарифмічною.

**Визначення коефіцієнту спільності двох біотопів**

Дані дослідження треба провести в двох різних біотопах, після чого необхідно порівняти їх видове різноманіття. Подібність їх за набором видів тварин треба визначити через коефіцієнт спільності (**Ко**).

**Ко** =

А – кількість видів в одній пробі (біотопі);

В – кількість видів в іншій пробі (біотопі);

С – кількість загальних для двох проб (біотопів) видів.

Чим більше **Ко**, тим більш схожа фауна ділянок, що порівнюється.

Порівняно фауни і

та розраховано **Ко**, який для безхребетних, що обліковано методом ентомологічного косіння, склав:

**Ко= ,**

А для безхребетних, що обліковано маршрутним методом:

**Ко= .**

**План морфологічного опису комахи**

Необхідно описати 30 видів із зібраних до колекції. Опис повинен супроводжуватись малюнком.

1. Розмір, форма тіла, забарвлення комахи.
2. Голова та її придатки:
3. тип голови, форма та відносний до всього тіла розмір, підрозділ на ділянки (лоб, тім’я тощо), величина, форма, структура і колір різних ділянок;
4. очі та глазки: положення, форма, розмір, колір, кількість;
5. вусики: тип, відносна довжина, колір, кількість, число члеників та форма, місце прикріплення;
6. ротовий апарат: положення, тип, ступінь розвитку, будова:

а) верхня губа та верхні щелепи: положення, форма, розмір;

б) нижні щелепи, нижня губа: положення та складові частини, будова окремих частин (основного членика, стволика, зовнішньої та внутрішньої жувальних лопатей, щупиків тощо).

1. Груди та їх придатки:
2. будова грудей : форма та розмір, підрозділ на сегменти та їх взаємовідносини, спосіб кріплення до черевця:

а) передньогруди : форма, розмір, структура, колір спинки, грудки та бочків;

б) середньогруди: : форма, розмір, структура, колір спинки, грудки та бочків;

в) задньогруди: : форма, розмір, структура, колір спинки, грудки та бочків;

1. придатки грудей:

а) крила: кількість, колір, жилкування, розмір, форма, малюнок, положення в спокої та в польоті, співвідношення переднього та заднього крила, зчеплення;

б)кінцівки: тип, розмір, будова окремих частин, форма лапок, колір, озброєність шипами і шпорами;

1. Черевце та його придатки:
2. будова черевця: розмір, форма, тип, число тергітів, структура, колір;
3. придатки черевця:

а) церки: кількість, форма, розмір, будова;

б) грифельки: кількість, форма, розмір, будова;

в) яйцеклад: кількість, форма, розмір, будова.

Спочатку описуються ті ознаки, що можна побачити без розтину комахи, а потім – ознаки окремих частин.

В описі комахи повинна бути вказана і його екологічна характеристика, яку часто виражають через життєву форму (біоморфу). Система життєвих форм заснована на характері місця мешкання та живлення. Враховуються також адаптації до інших чинників середовища:

**1*) адаптації до угруповання (біоценозу) виражають поняття*:**

а) сильванти – лісові види;

б) протанти – лугові;

в) палютанти – болотні;

д) степанти – степні;

г) рудеранти – сорні чи еврибіонти.

***2) адаптації до вологості:***

а) ксерофіли – засухолюбиві види;

б) мезофіли – що переносять помірну вологість;

в) гігрофіли – вологолюбиві.

1. ***адаптації до інтенсивності освітлення:***

а) геліофіли (фотофіли) – світлолюбиві види;

б) геліосциофіли – що переносять помірне освітлення;

в) сціофіли – тіньолюбиві.

1. ***адаптації до температури:***

а) креофіли – холодолюбиві;

б) мезотермофіли – що переносять помірні температури;

в) терморфіли – теплолюбиві види.

Приставка “моно” означає, що вид відноситься до дуже вузького інтервалу чинника; “оліго” – неширокому; “полі” – широкому; “еври” – дуже широкому інтервалу чинника.

На рисунку 3.5. зображено способи наколу та приклеювання комах у колекціях.

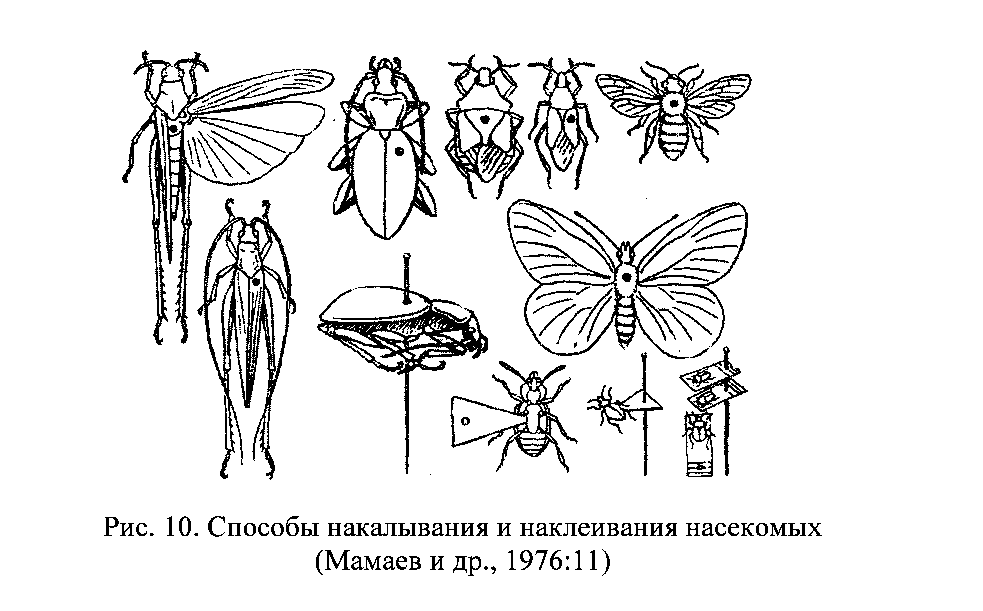


Рис. 3.4. – Способи наколу та приклеювання комах у колекцію.

**Система життєвих форм комах**

1. **Геобіонти – мешканці ґрунту:**
2. Різобіонти – мешканці коренів. На зовнішній поверхні коренів мешкають екторизобіонти, в середині – ендоризобіонти;
3. Сапробіонти – мешканці органічних залишків;
4. Копробіонти – мешканці навозу. Геокопробіонти заготовлюють перегній в норках або закопують його у землю.
5. Ботробіонти - мешканці норок. Еуботробіонти - це комахи, що риють нори самі; сімботробіонти – мешканці чужих норок, що живуть у симбіозі з господарями; комботробіонти – це коменсали (нахлібники) чужих нор, які мешкають за рахунок залишків їжі господаря та різноманітних відходів; паразитотробіонти – це паразити господаря норки.

Планофіли – добре рухомі і в цілому, хижаки.

1. **Епігеобіонти - це мешканці відкритої грунтової поверхні:**
2. псамоепібіонти – це мешканці пісчаного субстрату. Відокремлюють рослиноїстівних (фітофагів), серед них листогризучих, скелетуючих, мінуючих, листозвертуючих, свердлячих і галоутворюючих. Плотоядні види (зоофаги) підрозділяються на хижаків, екто- і ендопаразитів;
3. петроепібіонти – це мешканці кам’яної поверхні. Аналогічно розділяються за типом живлення;
4. галоепібіонти – це мешканці забруднених ділянок грунту;
5. еупігеобіонти – це мешканці поверхні справжнього грунту (у нас – середньо гумусниз звичайних чорноземів).
6. **Герпетобіонти – це мешканці органічних залишків на поверхні ґрунту.**
7. Стратобіонти – це мешканці підстилки (рослинного опаду) в подальшому підрозділяться за типом живлення.
8. Герпетокопробіонти – це види, що живляться навозом на поверхні грунту.
9. **Хортобіонти – це мешканці трав’яного покриву**.
10. **Тампобіонти і дендробіонти** – мешканці кущів та дерев. Відокремлюють мешканців стовбурів (ксилобіонтів), мешканці кори та лубу (кортікобіонтів) та мешканців крони (філобіонтів). Ці групи додатково підрозділяються за способом живлення. Окремо виділяють мешканців квітів, плодів та насіння.
11. **Гідробіонти –** мешканці вод:
12. **Ангомектобіонти** – це мешканці тимчасових накопичень води. Підрозділяються за типом живлення та захисними пристосуваннями для перенесення висихання водойм.
13. **Бентос** – мешканці дна. Виділяють сидячі та риючі форми, групи, мають різний тип живлення;
14. **Планктон** – форми, що пасивно плавають в товщі води;
15. **Субнектон** – це невеликі тварини, що активно плавають;
16. **Субпранектон (нейстон**) – мешканці поверхні води.

Розрізняють мешканців верхнього боку поверхні – епінейстон; плівки – гіпонейстон. У всіх групах подальший підрозділ проводиться за типом живлення.

**МЕТОДИ КІЛЬКІСНОГО ОБЛІКУ КРОВОСИСНИХ ДВОКРИЛИХ**

Санітарно-епідеміологічне значення кровосисних двокрилих для людини і тварин складається у тому, що вони є специфічними і не специфічними переносниками збудників трансмісивних хвороб і як масові кровососів.

Усі існуючи методи відрізняються різним ступенем точності, вибір методу залежить від завдання дослідження.

Фауністичний склад. Мета дослідження – скласти список видів комах визначеної групи, які мешкають на певній території, а також з’ясувати види, що нападають на людину і які з них найбільш багаточисельні. Для видів, які мають практичне значення, обов’язково описується характер біотопу і на карті помічаються ділянки, які заселені досліджуваним видом (особливо важливо закартувати місця виплоду комах). Ці відомості необхідні, щоб у подальшому вивчити екологію виду, а також визначити тактику і об’єм необхідних заходів зобмеження чисельності кровососів на певній території.

Для визначення фауни кровососів якого-небудь району іноді буває достатньо лову ентомологічним сачком, який дозволяє охопити достатньо велику територію. Якщо ж мають справу з кровосисними комарами, які не нападають на людину і ссавців, то щоб запобігти їх механічного ушкодження, яке заважає точному визначенню видової належності, вміст сачка необхідно звільнювати через кожні 10 змахів, або виловлювати їх на світло. Самиць кровосисних комарів збирають при нападі їх на здобич (враховуючи й людину). Крім того, при вивченні комарів і мошок необхідно проводити збір личинок і лялечок. Особливе значення має виведення імаго. Цим методом вдається отримати самців і самиць, які б найкраще всього збереглись., що дуже при визначенні їх видової належності.

Пошук міць виплоду ведеться шляхом збору преімагінальних фаз розвитку та ізоляції субстрату. Місця виплоду мокреців реєструються в середині підзахисної території і найближчих околицях, місця виплоду комарів і ґедзів – у радіусі 5-10 км від підзахисної зони. Коли вивчають мошок, територію навколо невеликих річок обстежують в радіусі не менше ніж 20 км, поблизу річок середніх розмірів – 50-100 км, а поблизу великих річок – в радіусі не менш ніж 200 кілометрів від межі підзахисної території. У випадку постійного масового заносу комах з більш віддалених місць, радіус зони збільшують.

Кількість облікових ділянок, маршрут і частоту проведення досліджень встановлюють на місці. Обліком повинно бути охоплено за можливістю усі характерні для місця станції. В кожній точці обліки проводять регулярно, починаючі з кінця весни до пізньої осені, подекадно, завжди в один і той же час, який специфічний для кожного виду кровососів. Так, обліки імаго комарів краще проводити за 1 годину до заходу, під час заходу і з початком темряви, коли починається їх масовий льот. Ґедзів краще досліджувати в середині або кінці дня. Обліки косінням краще проводити в середині дня, ці строки є кращими і для вивчення мокреців, мошок краще вивчати за 1-1,5 до заходу сонця, а у похмуру погоду протягом усього дня.

При фауністичних дослідженнях використання кількісних методів не є обов’язковим, достатньо візуальної оцінки: відсутній, рідкий або багаточислений вид в певному біотопі. Коли вид вивчається більш детально, необхідно визначити ***зустрічаємість*** (частка у відсотках проб, в яких зустрічається вид), ***індекс обілія*** (середня кількість особин певного виду або роду чи більшої систематичної категорії на одиницю обліку) ***і індекс домінування*** (відсоток особин певного виду від загальної кількості зібраних комах, які належать до однієї родини)

Фенологічні спостереження. Фенологія вивчає строки таких явищ у житті кожного виду, а саме початок, закінчення і період масового льоту дорослих особин (окремо самиць і самців), масової яйцекладки, масової появи личинок у місцях виплоду, а потім лялечок, характер сезонного ходу чисельності імаго і преімагінальних фаз розвитку.

Фенологічні матеріали є необхідними для розрахунку строків інших екологічних досліджень і для вибору строків проведення підзахисних заходів. У фенологічних спостереженнях використовують ті ж методи, що і при фауністичних роботах. Але так як фенологічні спостереження проводять для невеликої кількості видів, збори ведуть в тих біотопах, де ці види найбільш багаточисленні. Фенологічні спостереження проводять не рідше ніж один раз у 5-7 днів, а у переломні моменти, коли розвиток йде найбільш інтенсивно – кожні 2-3 дні або щодня. Дуже важливо порівнювати дані по фенології вивчаючих видів зі строками розвитку усієї природи у певній місцевості (хід температуру повітря, ґрунту, води, строки паводку, льодоходу, цвітіння, строки льоту масових видів комах тощо).

Чисельність імаго. Обліки сачком мають відносну точність. Крім того, різні види кровососів уловлюються в різному ступеню, внаслідок чого природне кількісне відношення у зборах може порушуватись за рахунок видів, що легко уловлюються.

Не всі види кровососів нападають на людину, так багато комарів роду *Culex* переважно живляться на птахах. Ряд видів мошок нападає на тварин і тільки у вигляді виключення – на людину. Мокреці і ґедзі більше нападають на тварин. Тому спочатку необхідно встановити ті види, які нападають на людину і тим самим мають для неї найбільшу загрозу. Для цього використовують лов на собі, який дозволяє оцінити їх відносну чисельність і сезонну динаміку.

Метод складається у тому, що враховуються особини, які сіли на оголену до ліктя руку дослідника за 20 хвилин. Особини, які сіли на спостерігача виловлюються пробіркою. Регулярне у середньому 1 раз на декаду проведення обліку впродовж сезону в декількох найбільш характерних для місцевості стаціях, в різні години доби дає досить повний у видовому відношенні список видів і дозволяє встановити строки і сезонність їх нападу, однак цей метод має низку недоліків. Насамперед його не можна використовувати в темні години доби, коли напад основних груп кровососів підсилюється. Підрахунок нападу за кількістю уколів не є точним і не дає уявлення про видову належність кровососа. Метод в значному ступеню є суб’єктивним, так як величина улову залежить від вправності і швидкості реакції спостерігача. При численно невеликій кількості нападу, його точність методу підвищується, але коли льот підсилюється всіх комарів не можливо виловити навіть вправному досліднику. Всіх цих недоліків можна уникнути, якщо проводити збір не на собі, а на іншій людині, і замість пробірок використовувати ексгаустери.

Метод облікового дзвонаря Мончадського забезпечує повноту збору і в меншому ступені залежить від індивідуальних особливостей дослідника. Метод складається у тому, що після 5 хвилинної експозиції, дослідника, що сидить нерухомо під матерчатим дзвонарем, він опускається і ексгаустером виловлюються всі кровососи.

Обліки комарів проводять за 1 годину до заходу або під час заходу сонця і з початком темноти, коли починається активний льот малярійних комарів; ґедзів – в середині і в кінці дня. Обліки косінням проводять у середині дня. Ці строки є більш сприятливими для відбору мокреців, а для мошок - за годину-півтори до заходу сонця, а у хмарну погоду протягом усього дня.

Обліки сачком мають досить відносну точність. Похибки бувають із-за індивідуальних особливостей людини, що проводить облік, внаслідок чого часто збори неможливо порівняти. Крім того, окремі види кровососів уловлюються у різному ступеню, тому природне **співвідношення** може бути зовсім іншим. Внаслідок чого, сачок використовується для рекогносцированого обліку фауни досліджуваних регіонів.

Не всі види кровососів нападають на людину. Так, багато видів комарів роду *Culex* переважно ссуть кров птахів, ряд видів мошок нападає на тварин і тільки у виключних випадках – на людину, мокреці та ґедзі в значному ступені нападають на тварин.

**Облік кровососів на тваринах**

Методи обліку нападу кровососів на тварин на сьогоднішній день є найменше розробленими. Неспокійна поведінка тварин під час облову є при цьому однією з істотних перешкод. Лов ентомологічним сачком біля тварини всіх кровососів, що підлітають до неї, не дає очікуваних результатів. Тому, часто застосовують прямий збір з тварин (корови і собаки) усіх кровососів, що на них сидять. Ґедзів виловлюють морилкою, кровосисних комарів і мошок - ексгаустерами, а мокреців і мошок, що сидять у шерсті – пробіркою, якою проводять проти шерсті.

Застосування цих методів відлову проводять з урахуванням строків перебування на тварині представників окремих груп кровососів (більш короткі строки у комарів і ґедзів, більші - у мошок, тоді як мокреці можуть знаходитись у шерсті годинами – не тільки для живлення, але й для спарювання).

Тому, метод прямого збору з тварини застосовують окремо для вилову 1) ґедзів, 2) комарів і мошок і 3) мокреців.

**ПРИВЕРТАННЯ НА ВУГЛЕКИСЛИЙ ГАЗ**

Вуглекислий газ подається з балону або утворюється в наслідок випарювання сухого льоду. Вхідний отвір ловили повинно знаходитись з підвітряного боку. На вуглекислий газ виловлюють тільки комарів.

**ВИЛОВ НА СВІТЛО ТА «КАЛЮЖІ СМЕРТІ»**

Для привертання комах використовують будь-які джерела світла – лампи накалювання, днівного світла, ультрафіолетові тощо. Збирають комах, які злетілись на світло, можна пробіркою або ексгаустером.

Для фауністичного збору ґедзів використовують так звані **“калюжі смерті”,** що були запропоновані Олсуф’євим. В жарку погоду ґедзі (самиці і самці) час від часу підлітають до водойм і на короткий час торкаються поверхні води черевним боком. Якщо поверхня вкрита нафтою або маслом, останні миттєво змочують свій шкіряний покрив, прилипають до плівки і гинуть. Ґедзів, що загинули, виловлюють, обмивають у ефірі, а потім висушують на фільтрувальному папері. Оброблені таким чином особини визначаються з використанням визначників.

# Облік і виловлювання дорослих мошок і комарів в приміщеннях

Відбір ендофільних видів комарів і москітів проводиться ексгаустером, а в деяких випадках із застосовуванням клейкого паперу. Такі вилови проводять 1 раз у 5 днів з моменту вильоту комарів із зимівлі, або появи перших особин, які з’явились з личинок, що перезимували і до закінчення їх активності. Комах виловлюють зранку. Для визначення збереження токсичної дії інсектициду на поверхні обробленого приміщення, обстеження проводять о 12-15 годині. На дньовках виловлюють звичайно всіх комах. Мошки, за правило, в приміщення не залітають, але якщо й потрапляють до них, то тримаються на вікнах, де, звичайно, концентруються разом із ґедзями. Їх відбір проводять теж ексгаустером або хімічною пробіркою. Якщо приміщення дуже велике і в ньому багато комах, вилов проводять на певному місці, яка повинно бути постійним упродовж усього періоду дослідження. Приміщення, що оброблені інсектицидом обробляються повністю.

Обстеження біотопів розвитку гнусу

Облік преімагінальних фаз розвитку кровосисних комах проводиться подекадно з квітня по жовтень. Проби відбираються у невеликих водоймах через 10 метрів, а в великих - обстежуються всі місця, які різко відрізняються за характером водної рослинності та умовами освітлення (у кожному місці відбирається 5-10 проб). Проби відбирають з 6 по 12 годину ранку, коли личинки концентруються на поверхні води. Проби беруть з поверхні води на ділянці довжиною 1 метр. Пів обручу сачка занурюють у воду, а потім швидко повертають його і ведуть ним у протилежному напрямку на деякій глибині назустріч течії, яка виникла внаслідок першого руху сачка. Вміст сачка переносять в емальовану фото кювету, виловлюють піпеткою личинок і лялечок у пеніціліновий флакон. Проби фіксують 96º спиртом (доливають 2 частини спирту на 1 частину відібраної проби).

Проби вологого ґрунту відбирають совковою лопатою, а мулу – водним сачком. Личинок і лялечок мокреців знаходять, промиваючи проби чистою водою через серію ґрунтових сит. Личинок і лялечок фіксують 96º спиртом.

Личинок мошок, що ведуть прикріплений спосіб життя, збирають на штучному субстраті. З цією метою невеликі пучки гілок сосни встановлюють у товщі води за допомогою якорів. Субстрат розбирають на місці у білій фотокюветі з водою. Личинок беруть піпеткою або пінцетом за середину черевця. Лялечок знімають пінцетом за задній кінець кокона (а не самої лялечки).

Рослини з личинками комарів *Mansonia* промивають в тазу, вони випливають на поверхню води.

**ФІКСАЦІЯ, ЗБЕРЕЖЕННЯ І РЕГІСТРАЦІЯ ЗБОРІВ**

Преімагінальні фази розвитку кровосисних комарів всіх видів фіксуються 96˚ спиртом і зберігаються у 70˚ (личинок малярійних комарів і мошок краще фіксувати у гарячому спирті). Можна також використовувати інші фіксатори, але у всіх випадках фіксатору повинно бути більше в 10 разів ніж личинок, які фіксують.

Дорослих особин зберігають сухими на шарах вати, у пробірках або паперових конвертах або (мошок і москітів) у 70˚ спирті. Кожен збір повинен мати етикетку з вказаною датою і місцем збору, прізвищем збірника і номера збору. Записи у щоденнику повторюють усі відомості з етикетки, а також вказують місце збору і його характер, спосіб фіксації, місця зберігання і по можливості кількість зібраних екземплярів. Крім того вказують годину збору і погодні умови.

**Збір ЕКТОПАРАЗИТІВ МИШОВИДНИХ ГРИЗУНІВ**

Тварин на наявність дрібних ектопаразитів оглядали в лабораторії після 3-4 годин, за цей час паразити виповзають з шерсті гризуна і переходять на внутрішню поверхню мішечка, де стають добре помітними на білому фоні. Мішечок розташовують в глибокій кюветі. Обережно розв’язують його, і, поступово вивертаючи , збирають ектопаразитів. Звичайно з середини поверхні мішечка є можливість зібрати значну кількість паразитів, які були на трупі тварини. Потім звірка ретельно оглядали, розташував його на дні кювети та прочісували жорсткою зубною щіткою.

Після збору ектопаразитів, тварину необхідно повернути в мішечок і, тримати в руці ще 1-2 хвилини. Ектопаразити, що залишились у шерсті тварини виповзають на тепло руки і їх можна зібрати при повторному огляді тварини. Паразитів із стінок мішечка та з кювети необхідно зібрати тонкою акварельною кісточкою, яка була змочена у спирті, а потім розмістити у малі пробірки з 700 спиртом та етикеткою на якій вказати дату збору, вид тварини, місце збору та номер, під яким збір записували до журналу. Етикетка заповнюється простим олівцем. Пробірки щільно закрити ватним тампоном та поставити вертикально у широкогорлу матеріальну банку з об’ємом 1 л, щільно одна до одної.

**Методи збору гамазових кліщів**

Їх збирають із звірків, птахів, гнізд та різноманітних субстратів (лісова підстилка, рослині залишки тощо). Звірків, гнізда і субстрати доставляють до лабораторії у білих полотняних мішечках, або у щільних пластикових пакетах з етикеткою, в якій вказують хазяїна, дату, час місце і стацію збору. Птахів відстрілюють, звірків відловлюють ловило Геро (давило), в ловчих канавках і живоловках. Огляд ловило і канавок необхідно проводити рано вранці для того, щоб зменшити втрату частини паразитів і можливість заповзання інших кліщів на трупи.

**Збір кліщів з тварин**

Труп або живу тварину, яка зафіксована в спеціальному станочку або просто в руці, ретельно вичісують зубною щіткою або частим гребенем. Іноді кліщів знімають пінцетом, препарувальною голкою або кісточкою. Цю процедуру проводять над білою кюветою або тазом, край яких змазано вазеліном або репелентом (наприклад, демітилфталатом). Кліщів переносять у пробірку із 700 спиртом, на етикетці зазначають номер під яким тварина записана у журналі. Після огляду ектопаразитів вбитих птахів, з них вирізають ньобо для дослідження порожнинних паразитів.

Оглядаючи плазунів, особливу увагу слід звертати на віки, кути рота і анальну область де можуть концентруватись кліщі. Вибір гамазових кліщів з гнізд і з різних субстратів проводять вручну або фототермоеклектором. Вручну кліщів збирають з під каміння, кори дерев та пнів. При використані фототермоеклекторів враховується негативна реакція кліщів на світло і пониження вологості. Якщо зібраних кліщів необхідно залишити живими, їх утримують у камерах диференційованої вологості. Ці камери представляють собою хімічну пробірку діаметром 2 см , в яку налито 8-10 мл киплячої води. Потім в неї вставляють щільний ватний тампон, який підганяють до поверхні води. На нього кладуть кружечки фільтрувального паперу, який вирізано за діаметром пробірки, куди випускають кліщів. Пробірки з кліщами розташовують вертикально в контейнери з кришкою яка щільно закрита. Контейнер ставлять у кювету край якої змазано вазеліном, щоб попередити розповзання кліщів. Кліщів яких необхідно зафіксувати, розташовують у дрібні пробірки з 700 спиртом, разом з етикеткою. Ретельно закривши пробірки ватними пробками, їх складають у банку з 700 спиртом.

Іксодових кліщів збирають з хазяїв у період їх паразитування, або у місцях мешкання у період вільного існування очним пінцетом або руками у гумових рукавичках. Треба старатись не ушкодити хоботка кліща, тому знімати їх рекомендується обережно: спочатку покачати із боку вбік. Голодних кліщів можна використовувати для вірусологічних та мікробіологічних досліджень, ситих для культивації.

**Збір імаго та німф пастбіщних видів КЛІЩІВ**

Проводять безпосередньо з рослинності та ґрунту, на досліднику, на волокушу або прапор. Дослідник повинен бути одягнутий у протикліщовий костюм. Волокуша представляє собою кусок фланелевої тканини (60х100см), яка закріплена одним вузьким кінцем на рейці. До кінців рейки прив’язують мотузку, за яку дослідник протягує волокушу з боку від себе по досліджуваній місцевості. Для того щоб волокуша не скручувалась під час руху, треба на неї нашити у поперек дві-три смуги більш щільної тканини. Прапор – це такий же шматок тканини, який закріплено на кінці довгої палки (125-150см), за яку прапор, як і волокушу, протягують по місцевості. Одяг дослідників і знаряддя лову оглядають через кожні 20-25 кроків. Коли збирають кліщів, які здатні до активного пошуку здобичі, найбільш ефективним вважається збір на досліднику, який періодично зупиняється на 10-15 хвилин і збирає кліщів, що наповзли на його ноги. При вивчені фауни кліщів певної місцевості, збори їх з тварин і в місцях мешкання проводять не рідше як два рази в кожен із сезонів року. Вивчення розподілу кліщів на місцевості (з оцінкою їх чисельності) проводять шляхом обстеження території 2-3 кратно за сезон максимальної активності вивчає мого виду. Для цього з початку на карті місцевості намічають маршрути, які охоплюють основні типи рослинних угруповань і різні елементи рельєфу. По цим маршрутам водночас проходять групи з двох трьох дослідників з волокушами. Чисельність кліщів розраховують на час обліку (на людино-годину і прапоро-годину) або на одиницю шляху (1 км).

**ВИЯВЛЕННЯ ШКІДНИКІВ ЗЕРНОПРОДУКТІВ**

Склад шкідників запасів зерна формувався упродовж тривалого часу за рахунок безхребетних, які живилися залишками їжі у норах гризунів і гніздах деяких птахів, а також насінням, яке скопичувалося в різноманітних схованках.

Розвиток транспорту та торгівлі прискорив їх розселення по всій земній кулі, і зараз вони майже всі є космополітами. Їх кількість збільшується і тепер, за рахунок введення у культуру нових рослин.

Найбільш сприятливими умовами для більшості шкідників є підвищена температура (16-35ºС) і відносна вологість повітря (вище 75%), які сприяють відсирюванню і самозігріванню зерна. Виключно усі шкідники зерна не виносять сонячного світла і тримаються у затінених місцях.

Шкідники в зерносховищах звичайно скопичуються у кутках закромів, щілинах, за карнизами та плінтусами, у смітті, у різних сортирувальних і очисних машинах і у різноманітній тарі. На особливу увагу заслуговують не прибрані токовища, захламлені соломою і порослі бур’яном прискладські ділянки.

Для виявлення шкідників у цих місцях, для дослідження необхідно брати невеликі (100-200г) проби сміття і розсипи зерна. Щоб знайти шкідників у зерні, крупі чи муці, відбирається середня проба, яка характеризує усю партію (порядок її відбору встановлюється відповідною інструкцією).

Відібрані проби просіюють через двоярусні сита. Діаметр верхнього –2-2,5 мм, а нижнього – не більше 1 мм. Просіювання проводиться над склом, яке кладуть поверх чорного паперу. Верхнє сито затримує великих комах і павутиння, а нижнє – більш дрібних комах, на скло падають кліщі, жуки - плоскотілки та інші дрібні об’єкти, які без лупи з 10-кратним збільшенням роздивитись не можливо.

У холодну погоду мішечки зі зразками необхідно спочатку витримати у теплому приміщенні (при температурі 15-20ºС упродовж 2-10 годин) з тим, щоб шкідники стали рухомими.

Сита, совки, поверхню стола тощо перед кожним дослідженням зразків необхідно протирати спиртом або розчином формаліну невеликої концетрації.

Коли встановлюють видовий склад шкідників, окремо підраховують вагу мертвого сміття і живих шкідників на 1 кг проби.

Ступінь зараженості кліщами і амбарним довгоносиком визначають за спеціальною шкалою ( кількість екземплярів на 1 кг проби):

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| Ступінь  зараження | довгоносики | кліщі |
| І | 1-5 | 1-20 |
| ІІ | 6-10 | Понад 20, але на склі кліщі не торкаються  одне одного |
| ІІІ | 11 і більше | Кліщі торкаються одне одного, утворюючи  волосоподібні скупчення |

Метод дозволяє визначити реальну зараженість зернопродуктів, але існує ще й скрита зараженість, коли зовні продукти не ушкоджені та шкідників в них не видно, в той час, коли в середині можуть знаходитись їх яйця, личинки та лялечки. У цьому випадку, зерна необхідно розкрити і роздивитись під лупою. Перед аналізом певну кількість зерна кладуть у теплу воду на 15-20 хвилин.

Зерносховища необхідно обстежувати не рідше 2 разів на рік (у травні, перед підготовкою до знезараження і червні-липні, перед засипкою врожаю).

Шкідників можна визначити як за фазою імаго, личинковою, так і за характером ушкодження.

**ОБРОБКА І ЗБЕРЕЖЕННЯ МАТЕРІАЛІВ.**

В лабораторії зібрані матеріали з пакетиків перекладають для подальшого зберігання на паперово-ватні матрацики. Частина матеріалів монтується відразу в колекцію. Таргани, вуховертки, клопи, жуки, а інколи й прямокрилих, фіксують на ентомологічні шпильки без розгортання крил. Інші крилаті комахи (бабки, поденки, цикади, верблюдки, сітчастокрилі, перетинчастокрилі, скорпіонові мухи, двокрилі, ручейники, лускокрилі) розгортаються на спеціальних столиках. (див. мал. 8 Визначник комах Європейської частини СРСР. Мамаєва та інші). Шпилька вколюється жукам в верхню частину надкрилля, іншим комахам – в центр щитка або середньої спинки. Вусики розташовують паралельно передньому краю верхніх крил. Для підтримки опусканню черевця, в проріз під нього підкладають вату. Повне висихання комахи відбувається через 7-15 днів і визначається за м’якістю черевця. Черевце товстих комах з ніжними покривами може при висиханні потемніти і покоробитися. В таких випадках рекомендується черевце коників, павуків та інших безхребетних відрізати, виймати з нього внутрішні органи, підсушувати і тільки після цього приклеювати їх до передньої частини комахи.

Для колекційних об’єктів необхідно використовувати методи препарування, які забезпечують зберігання форми та кольору безхребетних. В таких випадках препарування проводиться безпосередньо після заморювання і фіксації. Ватні матрацики, що застосовуються для збереження сухого матеріалу, можуть понад року зберігати вологими павуків і комах, якщо на дно герметично зачиненої пластмасової коробки покласти чайну ложку хлоркрезолу. Майже такі ж результати дає підсипка на вату тонким шаром параформаліну, речовини, що випадає в осадок при полімеризації формаліну на світлі. Швидко розмочують сухих комах у воді під вакуумним насосом, або ж їх розташовують в скритій судині з кип’яченою водою на металевому ситі в 10 см від її поверхні. Рекомендують також покласти змочений 700 спиртом ватний тампон на грудину комахи і через кілька хвилин починають препарувати. Цей метод дозволяє добре зберегти колір об’єкту.

Комах, які втратили блакитний та зелений кольори при висиханні, відразу ж після заморювання на добу кладуть в розведений водою ацетон. Таким чином зберігається колір великих бабок та саранових, а розправлені після ацетонової ванни об’єкти швидше висихають на повітрі.

Висушування розправлених комах для уникнення їх пошкоджень сіноїдами, міллю та жуками, можна проводити в герметичних боксах із пакетами адсорбуючої речовини (плавленого хлористого кальцію, селікогеля тощо).

Для приготування павуків і личинок комах, щоб зберегти їм форму та колір, використовують декілька методів. Спосіб Гемера включає в себе приготування свіжефіксованих об’єктів в суміші формаліну і гліцерину до їх затвердіння з наступною сушкою на повітрі. Процес можна прискорити, якщо виварювати об’єкти в цій суміші.

Для виготовлення сухих препаратів з павуків, що свіже зафіксовано у 700 спирті, спочатку треба відрізати черевце, а головогруди – наколоти на булавку і розправити кінцівки. Відрізане черевце розташовують на перфорованому аркуші паперу і швидко проводять ним над гарячою плитою. Черевце спочатку зморщується, а потім всередині нього роздуваються повітряні мішки і розтягуються стінки. Після висушування воно приклеюється до головогрудей, коли те підсохне. Личинок ґрунтових комах та гусінь проколюють в області анального отвору, розташовують на листі фільтрувального паперу, потім проводять скляною паличкою в напрямку від голови повільно витискаючи нутрощі. Місце проколу одягають на голку та підвішують над полум’ям спиртівки. Пар з середини розпирає об’єкт. Після висушування препарат готовий для демонстрації.

Сухі колекційні матеріали зберігаються у ентомологічних герметичних коробках, оброблених інсектицидом. Не слід класти у коробку нафталін, тому що він робить комах крихкими.

Матрацики з матеріалом підсушують, протруюють препаратами “Антиміль” у пластикових пакетах і для подальшого зберігання розташовують у картонні коробки.

**БІОІНДИКАЦІЯ МАСОВОЇ ПОЯВИ ШКІДНИКІВ, ЯКА ВИКЛИКАНА АНТРОПОГЕННИМИ СТРЕСОРАМИ**

Шкідники в ценозах культурних рослин ніколи не з’являються у різні роки у одній і тій же кількості. Тому у загальному випадку можна очікувати їх безмежного розмноження (хоч до цього є передумови, виходячи з репродуктивних можливостей багатьох видів), як і не можна вважати, що шкідники можуть зникнути назавжди або знищені в результаті негативного впливу навколишнього середовища та інтенсивних заходів з обмеження їх чисельності. Знання причин цієї популяційної динаміки і її індикація має велике значення у ділі захисту рослин.

**Масовим розмноженням** *(надрозмноженням)* вважається не звичайно великий ріст щільності популяції шкідників. Він включає ріст щільності популяції (проградація) до максимального рівня (кульмінації), потім спад чисельності (ретрограцію) і врешті решт повертання до вихідної (латентної фази), коли у вогнищі масового розмноження спостерігається повний розпад популяції шкідників. Навіть упродовж латентної фази чисельність шкідників постійно змінюється. Однак загальні зміни при цьому не такі помітні, як при масовому розмноженню.

Істотні труднощі пов’язані нерідко з визначенням вихідного рівня масового розмноження, тобто щільності популяції шкідника, з якої починається її швидкий ріст. У тварин, які шкодять культурним рослинам, за правило найважливішим критерієм початку масового розмноження вважається досягнення певних контрольних величин і їх перевищення, на яких основану боротьбу з певним шкідником або розрахунок економічних збитків, яка їм спричинена.

У хронологічному відношенню розрізняють декілька типів масового розмноження. В залежності від того, чи є воно сталим, швидко затихаючим або зовсім ніколи не спостерігається і мають справу з перманентним, тимчасовим характером розмноження.

***Перманентний тип*** властивий таким шкідникам, як плодожерка яблунева, капустяна муха, капустяний білан.

***Тимчасовий тип*** властивий златогуці, озимій совці, мусі буряковій, колорадському жуку, польовці звичайній.

***Латентний тип*** характерний, наприклад, для шкідливої черепашки, п’явиці, малого хлібного пилільщика.

Положення шкідників у цій системі постійно змінюється і пересувається в залежності від умов навколишнього середовища, тенденцій розвитку рослинної продукції, активності шкідників і міграційної поведінки.

Вирішальним для масового розмноження є співвідношення між народжуваністю і смертністю в середині популяції шкіднику. Чим вище потенціал розмноження і чим нижча смертність, тим скоріше воно може початись.

До найважливіших завдань при здійсненні цілеспрямованого, комплексного, екологічно обґрунтованого захисту рослин, відноситься вивчення популяційної динаміки шкідників. Маючи уявлення про ключеві фактори, які керують цим процесом, можна на досить ранній стадії передбачити напрямок, інтенсивність ушкодження рослин шкідником.

У багатьох випадках достатньо скласти ***негативний прогноз*** , тобто з певністю виключити можливість появи шкідника, або його масове розмноження. Такі прогнози потребують значно менше праці, ніж точні прогнози спалахів чисельності та очікуваних збитків, і у випадку тимчасової появи шкідників, масове розмноження яких відбувається рідко дає достатню гарантію.

Складання негативного прогнозу можна продемонструвати на прикладі шкідника пшениці злакової тлі (*Мacrosiphum avenae*). Коли слідкують за шкідником на 30 обраних полях пшениці, проводять два контрольних визначення обілія тлі на колоссі. Перша оцінка ураження проводиться на початку колосіння. Вона служить для визначення інтенсивності прильоту тлі. Якщо при обробці отриманих даних виявиться, що щільність популяції складає у середньому 0,025 екземплярів на колос, або вище, то це означає імовірність масового розмноження. Якщо обіліє шкідників нижче, то вже на цей ранній період можна виключити спалах його чисельності; це означає, що подальші спостереження і підготовка заходів боротьби може не проводитись.

Можливість масового розмноження комах набуває характеру підвищеної загрози, коли вторинний контроль до початку цвітіння пшениці показує середню кількість шкідника один або більше одного екземпляру на колос. У таких випадках необхідно проконтролювати ретельним образом усі поля озимої пшениці, щоб виявити, чи не досягає середній показник обілія три- п’яти особин на колос. Ця контрольна цифра відповідає середній частки паразитарного ураження тлі близько десяти відсотків. При 5% частки основою для прийняття заходів по захисту рослин буде цифра 3 екземпляри на колос, а при 15% уражені популяції тлі – 5 екземплярів.

Якщо ступінь паразитарного ураження шкідників вище 20%, то порогові величини для початку боротьби в двічі більше (6-10 екземплярів на колос). Теж можна сказати і про ситуацію, коли на полі у великій кількості з’являється сонечко. Якщо відношення їх імаго до тлі складає 1 до 20, то можна відмовитись від прийняття заходів боротьби, оскільки ці хижаки утворюють з тлями таку взаємопов’язану систему хижак – жертва, що здатні припинити подальший ріст популяції шкідника.

Популяція шкідника, яку моделюють поділяється на багаточисельні блоки. Для кожного з них складають математичні рівняння, які точно відображають хід розвитку зміни плодючості і смертності. Вплив біотичних і абіотичних факторів навколишнього середовища тощо. Виникає загальна система рівнянь, яка представляє популяційну динаміку шкідника і фактори які на неї впливають.

**ДОСЛІДЖЕННЯ ПИЛУ, НА НАЯВНІСТЬ АЛЕРГІЙНИХ ЧЛЕНИСТОНОГИХ**

Побутовий пил – це екологічна система, яка складається на 50-60% з неорганічних речовин та на 40-50% органічних речовин рослинного і тваринного походження. В ньому міститься лупа, волосся, луска рогового шару епидермісу, бактерії, гриби, кліщі, комахи, а також синтетичні матеріали.

В житлі людини мешкає різноманітна фауна членистоногих, деякі з них мають санітарно-медичне значення. Так, піроглифоїдні кліщі, які продукують алергени, викликають ряд атопічних захворювань: бронхіальну астму, дерматит, алергійні риніт і коньюктивіт; комірні кліщі забруднюють і псують різні продовольчі запаси; сіноїди (книжкові воші) псують ентомологічні колекції, гербарії, книжки, килими, зернопродукти.

Однак, узагальнень про пилових членистоногих у навчальній літературі дуже мало, а деякі містять застарілі назви (зокрема, кілька видів кліщів). Крім того, єдиний визначник кліщів побутового пилу (Дубинина Е. В., Плетнёв Б. Д., 1977) малодоступний і складний для неспеціалістів.

Наряду з цим, з 1999 року Український центр державного санепіднагляду МОЗ рекомендує працівникам СЕС відбирати зразки побутового пилу з метою виявлення зараження приміщень алергенними кліщами (у житлових будинках, готелях, лікарнях, санаторіях, будинках відпочинку, дитсадках, казармах, пральнях, перукарнях тощо).

# Збір побутового пилу для виявлення членистоногих

Найкраще збір пилу робити ручним пилососом будь-якої модифікації. Необхідно в рознімання воздуховода вставити шматок щільної (як носова хустка) тканини і надіти на неї ту частину, що залишилася. Кожну пробу пилу необхідно збирати упродовж 10-20 хвилин, потім тканину треба скласти, щоб пил не висипався, і помістити його в окремий пластиковий пакет (скляну банку з кришкою) з етикеткою, в якій вказати назву приміщення звідки зібраний пил. Пил необхідно збирати з подушок, матраців, ковдр, м'яких меблів, із щілин підлоги, за плінтусами, з пазів стін дерев'яних будинків, з килимів тощо.

При відсутності пилососа зразки пилу можна збирати платтяною щіткою, яку необхідно ретельно вичищати (найкраще мити з наступним висушуванням) перед узяттям кожного зразка. Зберігати зразки побутового пилу перед аналізом потрібно в нижньому відділі холодильника, але не більше ніж дві доби (гинуть пилові членистоногі). Оскільки в побутовому пилу домінують кліщі, то для їхнього виявлення проби треба збирати навесні (березень - червень) і восени (вересень - листопад), коли їхня щільність сягає максимуму.

## Виявлення членистоногих у пробах пилу

Для визначення маси досліджуваного зразка, пакети зважують до і після вилучення пилу. Переглядаючи в чашках Петрі зібрані зразки під стереоскопічним бінокулярним мікроскопом МБС-1, в них досить легко знайти живих кліщів і комах.

Потім, рухливих членистоногих необхідно препарувальними голками перенести в пеніциліновий флакон з 700 спиртом. Такої ж концентрації спирт доливають у чашку Петрі для розрідження і просвітління пилу (метод, що дозволяє одержати найбільш точні дані - Дубинина, Плетнёв 1977) і виявити нерухомих кліщів і комах. Після прямого розбору пилу, проводять перерахунок (на 1г пилу) загальної кількості членистоногих і особин кожного виду (таксонів), виходячи з маси зразка і кількості знайдених у ньому особин.

Для виявлення нерухомих членистоногих так само можна використовувати методи флотації та інкубації.

##### Методика виготовлення препаратів

Визначення систематичного положення більшості пилових членистоногих, через їх винятково дрібні розміри, можливе лише на препаратах під мікроскопом. Для виготовлення тимчасових препаратів можна використовувати 90% молочну кислоту, яка добре просвітлює кліщів. Для виготовлення постійних препаратів застосовується гуміарабикова суміш Фора-Берлезе чи канадський бальзам, які краще забезпечують тривале збереження препарату.

Виготовлення препаратів проводять під мікроскопом МБС-1 у наступній послідовності. Спочатку, кліща або комаху на предметному склі з заглибленням проводять через спирти зростаючої концентрації (70º, 96º концентрації), (см. таблицю розведення спиртів) потім - гвоздичну олію, після чого його поміщають у краплю канадського бальзаму. У кожному спирті й в олії членистоногих витримують близько 3-5 хвилин. Потім на звичайне предметне скло голкою або скляною паличкою наноситься крапля канадського бальзаму, у яку з гвоздикової олії переносять кліща і покривають накривним склом. Якщо кліщів багато, то можна в одну краплю бальзаму помістити частину екземплярів спиною до гори, а іншу частину – до гори черевцем.

Препарати обов'язково етикетують, де вказують місце збору, хто зібрав, дату, а після визначення таксона - його назву. Ці надписи роблять на склі тушшю або на окремій паперовій етикетці, яку потім приклеюють до скла клеєм БФ-2.

Таблиця розведення спиртів.

|  |  |  |  |  |
| --- | --- | --- | --- | --- |
| Вихідна концентрація спирту, % | Концентрація, яку отримано % | | | |
| 90 | 80 | 70 | 60 |
| 96 | 7 | 20 | 37 | 60 |
| 90 |  | 13 | 29 | 50 |
| 80 |  |  | 14 | 33 |
| 70 |  |  |  | 17 |

**РЕКОМЕНДОВАНА ЛІТЕРАТУРА:**

***Визначники безхребетних:***

1. Великаль В.С., Голуб В.Б. и др. Определитель вредных насекомых и клещей зерновых культур в СССР. – Л.: - «Колос». – Ленинградское етоделение. – 1980, - 335 с.
2. Липин А.Н. Пресноводные воды и их жизнь. – Учпедгиз. – 1950, - 346 с.
3. Мамаев Б.М. Атлас – определитель насекомых (школьный), - М.: - Просвещение. – 1985, - 160 с.
4. Мамаев Б.М., Медведев Л.Н., Правдин Ф.Н. Определитель насекомых Европейской части СССР. М.: - Просвещение. – 1976, - 304 с.
5. Негробов О.П., Черненко Ю.И. Определитель семейств насекомых. Воронеж. – Изд. Воронежского университета. – 1990, 182 с.
6. Совковский. Атлас вредителей плодовых и ягодных культур. Киев. – Урожай. – 1990, - 104 с.
7. Станюк В.Я. Иллюстрированная энциклопедия насекомых. Артил. – Прага. – 1977, - 506 с.
8. Плавильщиков Н.Н. Определитель насекомых. М.: - Топикал. – 1994, - 544 с.
9. Цалолихин С.Я. (Ред.) Определитель пресноводных беспозвоночных России и запредельных территорий. С.-П.: - 1994, - 394 с. – т.1-5.

***Додаткова література.***

1. Брегетова Н.Г. Гамазовые клещи (Gamasoidea). -М.- Л., Из-во АН СССР, 1956,- 245 с.
2. Волгин В.И. Клещи семейства Cheyletidae мировой фауны. -Л., Наука, 1969, -198 с.
3. Дубинина Е.В., Плетнев Б.Д. Методы обнаружения и определения аллергенных клещей домашней пыли. -Л., Наука, 1977, -52 с.
4. Осмоловский Г., Бондаренко Н.В. Энтомология.- Л., Колос,1973,-359 с.
5. Руководство по медицинской энтомологии. Под ред. В.П. Дербеневой – Уховой.-М., 1974.-349 с.
6. Яковлев Б.В. Общая энтомология. - М., 1974, - 269 с.
7. Абакумов А.И. Математическая экология: Учебное пособие. – Владивосток:
8. Изд-во Дальневост. ун-та, 1994. - 117 с. Бей-Биенко Г.Я., Скорикова О.А. Лабораторные занятия по энтомологии. - Л.:
9. Колос, 1966. - 304 с. Бейли Н. Математика в биологии и медицине. - М.: Мир, 1970. - 326 с. Белоусов Л.В., Дабагян Н.В. Практикум по эмбриологии морских
10. беспозвоночных. - М.: Изд-во МГУ, 1992. - 152 с. Бендат Дж., Пирсол А. Применение корреляционного и спектрального анализа.
    * М.: Мир, 1983. - 312 с.
11. Биометрия: Учебное пособие. - Л.: Изд-во Ленингр. ун-та, 1982. - 264 с. Богданов-Катьков Н.Н. Энтомологические экскурсии на овощные и бахчевые
12. поля и огороды. - М.; Л.: Гос. изд-во колх. и сов. л-ры, 1933. - 688 с. Богданов-Катьков Н.Н. Руководство к практическим занятиям по общей
13. энтомологии. - М.; Л.: Сельхозгиз., 1947. - 356 с. Бондаренко Н.В., Глущенко А.Ф. Практикум по общей энтомологии. - Л.:
14. Колос, 1972. - 344 с. Бондаренко Н.В., Поспелов С.М., Персов Н.П. Общая сельскохозяйственная
15. энтомология. - М., 1983. Бызова Ю.Б., Гиляров М.С., Дунгер В. и др. Количественные методы в
16. почвенной зоологии. - М.: Наука. 1987. - 288 с. Быховская-Павловская И.Е. Паразиты рыб. - Л.: Наука, 1985. - 121 с. Гельцср Ю.Г., Корганова Г.А., Алексеев Д.А. Почвенные раковинные амебы и
17. методы их изучения. - М.: Изд-во МГУ, 1985. - 78 с. Голуб В.Б., Колесова Д.А., Шуровенков Ю.Б. и др. Энтомологические и
18. фитопатологические коллекции, их составление и хранение. - Воронеж: Изд-
19. во Воронеж. ун-та, 1980. - 228 с. Горышин Н.И. Техническое оснащение экологических исследований в
20. энтомологии. - Л.: Изд-во Ленингр. ун-та, 1966. - 235 с. Гроссман С., Тернер Дж. Математика для биологов. - М.: Высшая школа, 1983.
    * 383 с.
21. Джефферс Дж. Введение в системный анализ: Применение в экологии. - М.:
22. Мир, 1981. - 252 с. Еськов Е.К. Методы и техника зоологического эксперимента: Учебное пособие.
    * Рязань: РГПИ, 1991. - 128 с.
23. Зайцев Г.Н. Математическая статистика в экспериментальной ботанике. - М.: Наука, 1984. - 424 с.