

УДК 631.1.633.6

## Фенольні сполуки сорго [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] та їх алелопатична дія

 Л. І. Сторожик\*,  І. С. Терещенко

Інститут біоенергетичних культур і цукрових буряків НААН України, вул. Клінічна, 25, м. Київ, 03110, Україна, \*e-mail: larisastorozhyk1501@gmail.com

**Мета.** Установити кількісний склад фітохімічних речовин вегетативних та генеративних органів сорго цукрового – гібридів з високою та середньою цукристістю ‘Sugargraze ARG’ (Аргентина), ‘Sioux’ і ‘Mohawk’ (США) та ‘Ананас’ і ‘Медовий’ (Україна) та їх алелопатичну дію. **Методи.** Використовували алелопатичні, фізіолого-біохімічні, агрохімічні та статистичні методи. Уміст фітохімічних речовин у вегетативних та генеративних органах досліджуваних гібридів сорго цукрового визначали методом екстрагування. **Результати.** У досліджуваних гібридів встановлена висока концентрація фенольних речовин сорго у насінні та на стадії зрілої рослини. Однак їх видоспецифічність залежить від їх кількісної складової у процесі морфогенезу вегетативних та генеративних органів сорго різного генетичного походження. Аналіз сумарного вмісту фітохімічних сполук у гібридів засвідчив зростання їхньої кількості у кінці вегетації рослин. Дослідження проведені в умовах *in vitro*, де спостерігали прояв фенольних сполук, які призвели до різкого прояву алелопатичного ефекту культуральних рослин сорго. Установлено, що на 7-му добу культуральні рослини активно виділяли фенольні сполуки, приріст кількості листків та висота рослин по гібридам не змінювались і складала 3–5 штук та 1,6–2,0 см відповідно. На 14-ту добу експерименту фенольні плями значно розросталися, і у рослин з’явилось пожовтіння нижніх листків. У процесі морфогенезу рослин сорго (на 21-шу добу) більш інтенсивне виділення фенольних сполук призводило до пригнічення та сповільнення росту, і в подальшому – до загибелі клону, незалежно від генетичного походження гібридів. Фенольні композиції впливали і на формування кореневої системи культуральних рослин сорго. Відмічено значне зниження формування кількості бічних коренів і довжини кореневої системи в усіх досліджуваних гібридів. **Висновки.** Найбільша кількість фенольних сполук встановлена у насінні (зерні) та стеблах досліджуваних гібридів сорго. Так, кількісна складова глікозидів та дубильних речовин становила відповідно 34–39 % та 5,5–6,9 % у насінні і 25–29 % та 0,3–1,4 % у стеблах досліджуваних гібридів. Гідроксикоричних кислот найбільше (від 7 до 14 %) виявлено у листках гібридів сорго. Фенольні композиції в умовах *in vitro* створюють стрес, за якого уповільнюється ріст і розвиток культуральних рослин, а в подальшому призводить до загибелі клонів.

**Ключові слова:** фенольні сполуки; генеративні та вегетативні органи сорго; культуральні рослини.

### Вступ

Фенольні сполуки є основними рослинними алелохімічними речовинами в екосистемі і відіграють ключову роль в алелопатії. При цьому, як відомо, алелопатична їх активність залежить не тільки від видової специфіки рослин, але й від стадій їх розвитку та окремих органів, а також від ґрунтово-кліматичних умов їх вирощування [1]. Фенольні сполуки розглядаються як вторинні метаболіти, які синтезуються рослинами під час вегетації і є показником алелопатичної напруги середовища. Фенольним сполукам притаманні фізичні, хімічні та біологічні властивості [2].

Так, здатність до забарвлення вегетативних і генеративних органів, мати смак та аромат, поглинати ультрафіолет відноситься до фізичних властивостей фенольних сполук [3].

Як вказують Ліханов та ін. [4, 5], John і Sarada [6] та Так і Kumar [7], хімічною властивістю фенолів є антиоксидантна, радикалзв’язувальна та комплексоутворювальна здатність. Використовуючи ці

властивості, фенольні сполуки беруть участь у різних окисно-відновних процесах, нейтралізують активні радикали і виводять з організму важкі метали і радіоактивні елементи, загалом захищають рослини від дії несприятливих чинників [4–7]. З іншого боку, висока концентрація фенольних речовин негативно впливає на різні фізіологічні процеси в рослинах (гальмування поділу клітин, зміни проникності мембрани і пригнічення поглинання поживних речовин рослинами, фотосинтезу рослин та дихання, у функції та діяльності ферментів, синтезу гормонів і білка) [8].

Як вказують Mattson [9], Заіменко та ін. [10], концентрація фенольних сполук у рослині залежить від чинників довкілля і суттєво змінюється за стресових умов унаслідок обмежень необхідних ресурсів, які потрібні для забезпечення балансу між ростом рослин та синтезом вторинних метаболітів.

За умов посухи у листках зростає кількість фенолів, у тому числі і дубильних речовин, компонентами яких є проантоціанідини або конденсовані таніни, які підвищують стійкість рослин до посухи і до прояву алелопатичної активності рослин [11]. Відома і світлозалежність синтезу багатьох фенольних сполук. Цим пояснюється переважно поверхнева локалізація флавоноїдів та інших фенольних сполук у різних органах рослин, тоді як похідні фенолкарбонових кислот і оксикумарини нагромаджуються зазвичай у внутрішніх тканинах. Вважається, що основним місцем локалізації фенолів усередині клітини є вакуолі [12].

Вторинні метаболіти, як зазначають Mierziak та ін. [13], Hu та ін. [14], забезпечують захист коренів на кислих ґрунтах, а флавоноїди, зокрема лютеолін, виконують функцію медіаторів рослин для успішної колонізації коренів симбіотичними азотфіксуючими бактеріями.

До рослинних фенолів належать прості феноли, фенолкарбонові кислоти (похідні як бензойної, так і коричної кислоти), кумарини, флавоноїди, стильбени, гідролізовані та конденсовані дубильні речовини, лігнани та лігніни [15, 16]. Слід зазначити, що половина цих фенольних сполук є флавоноїдами, представленими у вигляді агліконів, глікозидів і метильованих похідних. Гідроксикоричні кислоти – це фенольні сполуки з одним ароматичним кільцем. До них належать п-оксикорична (п-кумарова), кофейна, ферулова і синапова кислоти, які присутні в рослинах як у вільному, так і зв'язаному стані. Характерною особливістю гідроксикоричних кислот є те, що ці кислоти проявляють рістстимулюючу дію.

У літературних джерелах є свідчення про певні відмінності в локалізації фенолів у різних органах рослин [17, 18].

Феноли є складовою і значної частини різних дубильних речовин. У вільному стані дубильні речовини дуже отруйні для вищих рослин, оскільки в них містяться зв'язані фенольні сполуки. Сильною отрутою є галова кислота, слабшу дію має танін, хінна і протокатехова кислоти, тоді як катехін і дубильні речовини здійснюють лише слабку гальмівну дію [19, 20].

Як свідчать літературні джерела, флавоноїди здебільшого знаходяться у надземних органах, фенолкарбонові кислоти – накопичуються в тканинах усіх органів. Вторинні метаболіти здебільшого біологічно активні і суттєво впливають на метаболізм рослин, фенольні сполуки можуть пошкоджувати внутрішньоклітинні структури, органоїди [21].

Слід зазначити, що всі види сорго [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] містять значний спектр фенольних сполук, включаючи фенольні кислоти, флавоноїди та конденсовані дубильні речовини, які розташовані в навколопліднику, кожурі, перикарпії та ендоспермі зернини [22, 23].

Флавоноїди сорго знаходяться у зовнішніх шарах зерна, і їх концентрація та складова пов'язані з кольором навколоплідника, його товщиною. Ці профілі є генетичними ознаками [24]. Так, генотипи білозернистого сорго мають нижчий вміст фенолів і простіші фенольні профілі, ніж кольорові [24, 25]. Найбільше конденсованих дубильних речовин мають сорти та гібриди з темним забарвленням насіння, найменше – у білих сортах. [24].

Дані ретельного дослідження фітохімічного складу вегетативних та генеративних органів сорго відсутні, детально вивчався кількісний вміст білків, амінокислот зерна, що пояснюється традиційним використанням цієї рослини в якості кормової та харчової культури. Проте літературні дані щодо інших груп біологічно активних речовин (БАР), зокрема фенольних сполук у траві, коренях, фенольних кислот з дерев, лікарських рослин і бур'янів були розглянуті досконало. З огляду на це метою цього дослідження є виявлення та кількісне визначення фенольних композицій у вегетативних та генеративних органах сорго різного генетичного походження, їх алелопатичної дії.

## Матеріали та методика досліджень

У лабораторних умовах оцінювали кількісну складову фенольних сполук вегетативних та генеративних органів сорго гібридів вітчизняної та зарубіжної селекції: 'Sugargraze ARG' (Аргентина), 'Sioux та (США) 'Ананас' та 'Медовий' (Україна), їх алелопатичну активність. В умовах *in vitro* на живильне середовище за прописом Мурасіге і Скуга висаджували клони тест-культури сорго. Культивування проводили в термальних приміщеннях за температури  $24 \pm 2$  °C, освітленні 4000–4500 лк, відносній вологості 70–80 % і фотоперіоді – 16 годин. В подальшому на висаджених тест-культурах знімали біометричні показники на 7, 14 та 21 добу пасажу. Оцінювали потужність ростових процесів: кількість новоутворених пагонів, їх висоту та чисельність, кількість та розмір листків, загальний стан рослин [29, 42].

Досліди проводили за методиками [26–32].

Вегетативні та генеративні органи гібридів сорго отримано з рослин, вирощених на дослідному полі Інституту біоенергетичних культур і цукрових буряків НААН України (с. Ксаверівка друга Білоцерківського р-ну Київської обл.), яке знаходиться в межах регіону нестійкого зволоження Правобережної частини Лісостепу. Ґрунт – чорнозем, що за своїм механічним складом належить до крупнопилувато-середньосуглинкових. Уміст органічної частини ґрунту змінюється від 2,1 до 4,0 %, а глибина гумусованих горизонтів становить 100–120 см. При цьому за агрохімічними показниками ґрунти дослідного поля слабкокислі, з наближенням до нейтральних показників (рН від 6,48 до 7,22).

Для визначення хімічного складу використовували екстракційний метод. Готували водні екстракти з генеративних та вегетативних органів рослин сорго. Для приготування водних екстрактів 50,0 г сировини заливали 200 мл води і нагрівали за допомогою водяної бані протягом 1 години. Отриманий екстракт фільтрували. Екстракцію сировини проводили двічі новими порціями розчинника. Об'єднаний екстракт концентрували у вакуумі до 50 мл і використовували для визначення дубильних речовин, гідроксикоричних кислот [33, 34]. Водно-спиртові екстракти отримували аналогічним чином. В якості екстрагента використовували 70 %-й етанол. Водно-спиртовий екстракт використовували для визначення флавоноїдів [35].

Математичну та статистичну обробку даних проводили методом дисперсійного аналізу з використанням комп'ютерних програм «Microsoft Exel 2010» та «Agrostat».

## Результати досліджень

У науковому середовищі існує інформація щодо наявності та кількісної складової фітохімічних сполук у соргових культур, їх алелопатичної дії [22, 36–38]. Відомо, що фенольні сполуки – це група біологічно активних речовин та їх похідних, які містять ароматичне кільце з однією або декількома гідроксильними групами, тому і мають різне забарвлення. До складу фенольних сполук належать прості феноли, фенол-карбонові кислоти, кумарини, хромони, флавоноїди у вигляді глікозидів, лігнани, ксантони, хінони, дубильні речовини та їх похідні.

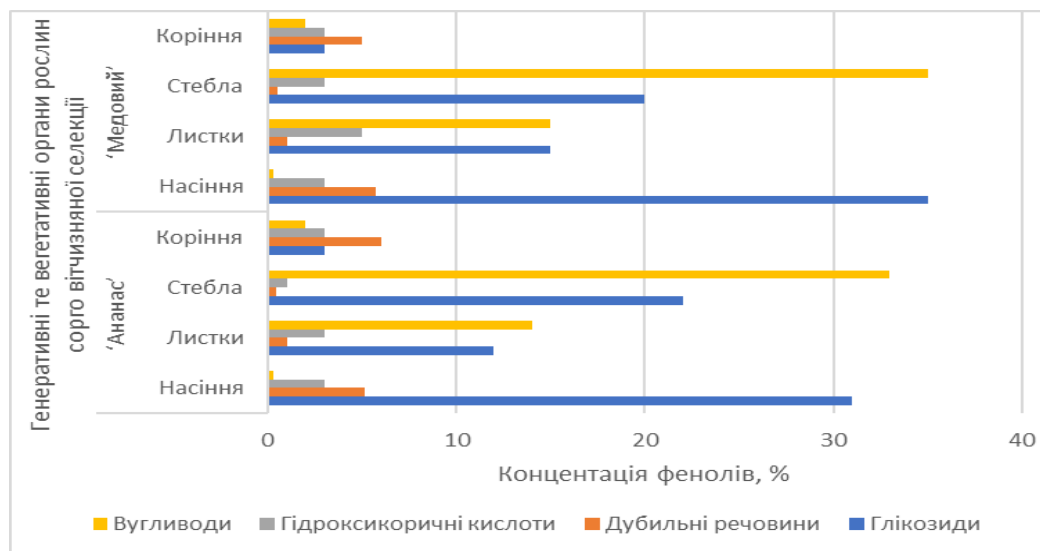
Як вказують Неггман та ін. [36], Луо та ін. [30, 32], фенольні сполуки були ідентифіковані з сорго, в тому числі п-кумарова кислота, м-гідроксибензойна кислота та протокатехінова кислота, як основні інгібітори в коренях сорго [37], тоді як дхуррин і сорголеон були більш важливими алелохімічними речовинами, які наявні в пагонах сорго [39]. У стеблах, листках та корінні присутні ферулова, п-кумарова, сиренгова, ванілінова та п-гідроксибензойні кислоти.

В умовах інтенсивного зростання, як вказує Карпова та ін. [40], синтез фенольних метаболітів потребує і високих рівнів вуглеводних ресурсів, так як їх кількість розподіляється між необхідними витратами на ріст, диференціацію клітин і тканин, та процесами розмноження. А сповільнення росту і розвитку рослин спостерігається за умов стресу. Швидкість накопичення фенолів у тканинах й органах рослин впродовж вегетативного періоду передбачається показниками інтенсивності росту, розвитку і станом навколишнього середовища, які і створюють потреби у фенольних сполуках. Сама ж диференціація і біохімічна трансформація тканин включає енергетичні витрати на синтез і роботу ензимів, транспортних білків і запасних речовин, що беруть участь у захисті рослин, і тому існує компроміс щодо розподілу вуглецю [40].

За результатами наших досліджень встановлено, що насіння (зерно) гібридів вітчизняної селекції 'Ананас' та 'Медовий' глікозидів мали 31 та 35 % відповідно (рис. 1).

У листках кількість значно зменшилась, у гібрида 'Ананас' на 61 %, а у 'Медовий' – на 57 %. Уміст глікозидів у стеблах зменшився всього на 30–25 % відповідно, а от у коренях кількість зазначеного фітохімічного елемента була найнижчою і становила всього 3 % в обох гібридів. Кількість

глікозидів у коренях гібридів 'Ананас' та 'Медовий' зменшилась в середньому на 91 % порівняно з насінням, на 77 % – порівняно з листками та на 85 % – порівняно зі стеблами. Щодо дубильних речовин, то слід зазначити, що їх наявність у гібридів сорго вітчизняної селекції у насінні (зерні) становила 5,1 % у гібрида 'Ананас' та 5,7 % – у гібрида 'Медовий'. У листках та стеблах зазначена сполука становила 1,0 та 0,4 % відповідно. Коріння сорго мало вищий уміст дубильних речовин порівняно з глікозидами на 3 % у гібрида 'Ананас' та на 2 % у гібрида 'Медовий'. Виявлені гідроксикоричні кислоти у насінні (зерні) сорго гібридів 'Ананас' та 'Медовий' становили 3 %, відповідно у листках 3 та 5 %, у стеблах – 1 та 3 % та у коренях – 3 %, а от вуглеводна складова становила відповідно 32 та 35 %.



**Рис. 1. Уміст основних фітохімічних речовин у генеративних та вегетативних органах гібридів вітчизняної селекції**

Як вказують Dicko та ін. [37], між гібридами та сортами сорго наявні значні міжсортіві відмінності за вмістом фенольних сполук (глікозидів), які залежать і від середовища, у якому вирощуються рослини [38]. У своїх статті Inderjit і Weiner [41] зазначають, що й абіотичні та біотичні фактори ґрунту є важливими детермінантами алелопатичних ефектів фенольних кислот. У гібридів іноземної селекції 'Sugargraze ARG' (Аргентина), 'Sioux' та 'Mohawk' (США) уміст фітохімічних речовин різнився. Так, найбільше глікозидів у насінні мав гібрид 'Sugargraze ARG' (Аргентина) – 39 %, гібриди американської селекції 'Sioux' та 'Mohawk' зазначеної сполуки мали 37 та 34 % відповідно (рис. 2). Кількість дубильних речовин у гібрида 'Sioux' була найбільша і становила 6,9 %, у гібридів 'Sugargraze ARG' та 'Mohawk' в середньому 5,6 %. А от гідроксикоричні кислоти у всіх досліджуваних гібридів були на рівні 3 %.

Листки та стебла досліджуваних гібридів за умістом фенольних сполук не значно відрізнялись. Так, у гібрида 'Sugargraze ARG' та 'Sioux' глікозидів у листках виявлено 15 %, у стеблах відповідно 27–25 %, гібрид 'Mohawk' зазначеної сполуки мав на 2 % більше у вегетативних органах, а от стосовно гідроксикоричних кислот, то досліджуваний гібрид 'Mohawk' їх мав найбільший уміст, який становив 14 % у листках, порівняно з умістом по 7 % у гібридах 'Sugargraze ARG' та 'Sioux'. Виявлено 3 % гідроксикоричних кислот у стеблах гібридів 'Sugargraze ARG' та 'Mohawk' і 5 % у гібрида 'Sioux'. Щодо дубильних речовин у вегетативних органах гібридів, то стебла мали найменшу кількість сполуки 0,3 та 0,2 % відповідно у 'Sioux' і 'Mohawk' і 0,5 % у 'Sugargraze ARG'. Листки гібрида 'Mohawk' дубильних речовин мали у кількості 1,4 %, гібриди 'Sugargraze ARG' та 'Sioux' – тільки 1 %. Вуглеводна складова стебел була найбільша у гібрида 'Sugargraze ARG' і становила 39 %, у гібридів 'Mohawk' і 'Sioux' – на 4–7 % менше. У листках гібридів 'Sioux' і 'Sugargraze ARG' уміст вуглеводів знизився на 5–22 % відповідно, а от у гібрида 'Mohawk' вуглеводів виявлено найменше – всього 5 %. Коріння досліджуваних гібридів за наявністю фенольних сполук суттєво не відрізнялось. Найбільший уміст дубильних речовин мав гібрид 'Sioux' – 7 %, на 2 % нижче – у гібридів 'Mohawk' і 'Sugargraze ARG', глікозида та гідроксикоричні кислоти були наявні в середньому 5 та 3 % відповідно.

Підсумовуючи вище викладене слід зазначити, що висока концентрація фенольних речовин сорго є у насінні та на стадії зрілої рослини. Однак їх видоспецифічність залежить від локалізації в органах сорго. Попередні дослідження виявили як стимулюючу, так і пригнічуючу дію фітохімічних сполук, які впливали на більшість процесів, прямо чи опосередковано пов'язаних із ростом і

розвитком рослин. Аналіз сумарного вмісту фенольних сполук у дослідних гібридів засвідчив зростання їхньої кількості у кінці вегетації рослин.

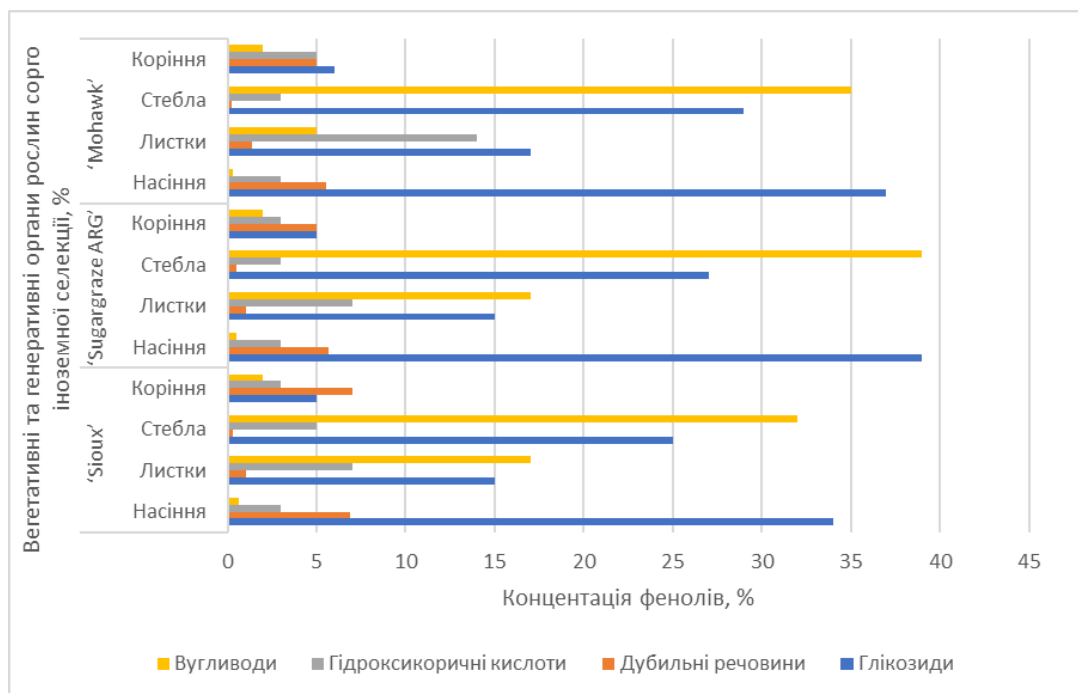


Рис. 2. Уміст основних фітохімічних речовин у генеративних та вегетативних органах гібридів зарубіжної селекції

Візуально фенольні сполуки можна спостерігати в умовах *in vitro* у культуральних рослин сорго, які висаджені на живильне середовище, так як біотехнологічні дослідження створюють такі екстремальні умови, які призводять до різкого прояву алелопатичного ефекту. Щоб уникнути антагонізму дії досліджуваних культур, з'єднань і компонентів середовища, відсутності мікробного зараження, то всі експерименти проводилися в стерильних умовах *in vitro*. За результатами наших досліджень культуральні рослини сорго цукрового виділяли фенольні сполуки у живильне середовище, які мали різний хімічний склад та забарвлення. У наших дослідженнях ми використовували культуральні рослини досліджуваних гібридів сорго цукрового вітчизняної селекції – 'Медовий', 'Ананас' (рис. 3), та зарубіжної – 'Sugargraze ARG' (Аргентина), 'Sioux та 'Mohawk' (США) (рис. 4), які мали забарвлення фенольних плям фіолетового та яскраво-жовтого кольору.



а

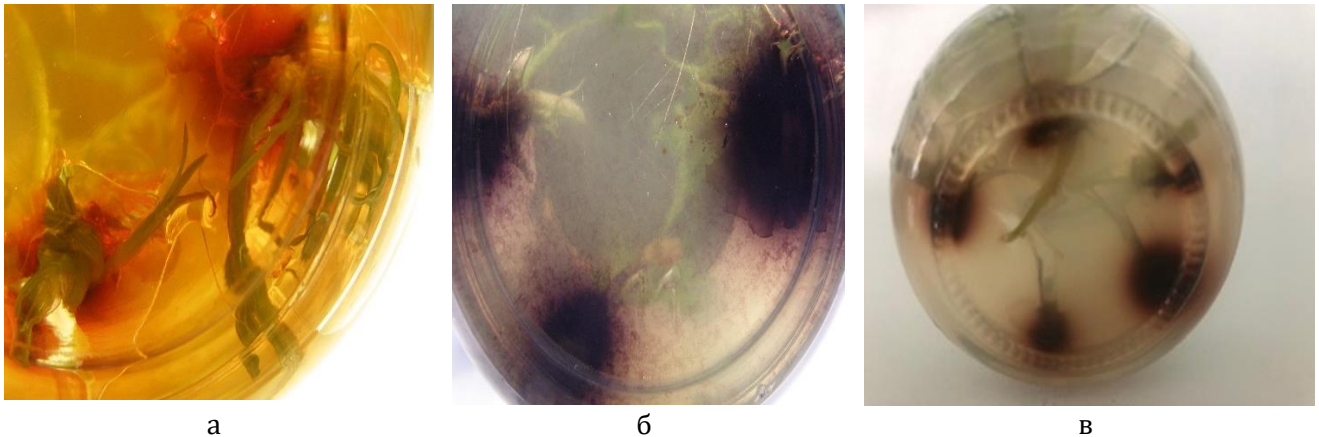


б

Рис. 3. Фенольні плями культуральних рослин сорго гібридів вітчизняної селекції: а) 'Медовий'; б) 'Ананас'

Для оцінювання потужності ростових процесів використовували такі параметри: висоту пагонів, їх кількість та розмір і кількість листків, число та розмір квіток, суцвіть, плодів, насіння [42].

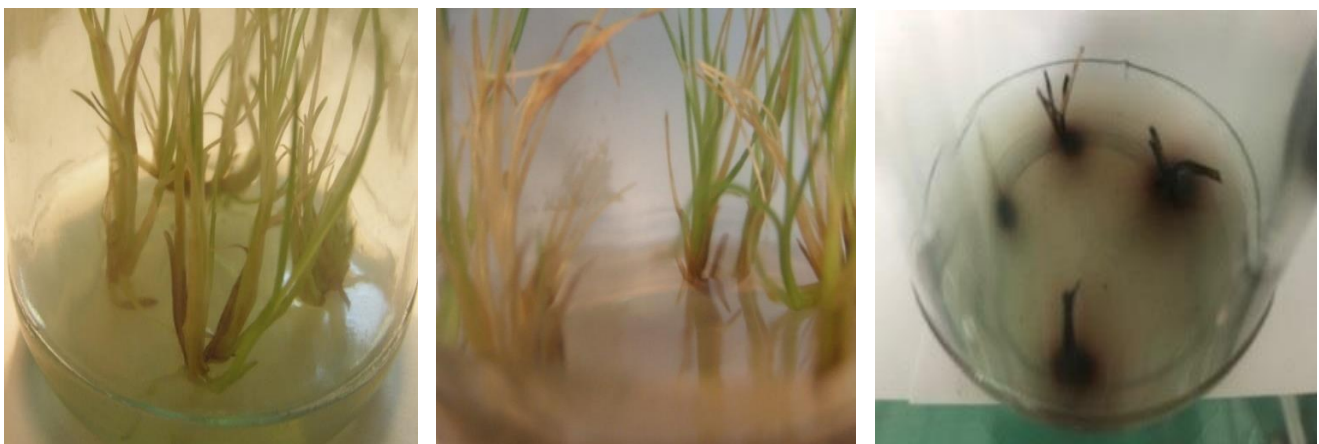
Аналіз результатів досліджень вказує, що на 4-ту добу культуральні рослини сорго були в нормальному стані, кількість новоутворених пагонів становила 2–3 шт., фенольні плями ще не утворилися. На 7-му добу культуральні рослини почали активно виділяти фенольні сполуки, які було видно неозброєним оком, кількість листків та висота рослин по гібридам надто не змінювалась і складала від 3–5 штук та 1,6–2,0 см відповідно. А от на 14-ту добу експерименту фенольні плями значно розросталися. Спостереження за клонами показали, що рослини почали ставати пригніченими, з'явилось пожовтіння нижніх листків (рис. 5). Таке уповільнення росту й розвитку рослин спостерігається за умов стресу, який створили фенольні сполуки. Швидкість накопичення фенолів у тканинах й органах рослин можна передбачити за показниками інтенсивності росту й розвитку.



**Рис 4. Фенольні плями культуральних рослин гібридів сорго іноземної селекції:**  
а) 'Sugargraze ARG', б) 'Mohawk', в) 'Sioux'

Продукти окислення фенолів *in vitro* зазвичай інгібують поділ і ріст клітин, що веде до загибелі як первинного експланту, так і самої рослини, або зменшують здатність тканин до регенерації адвентивних бруньок, а з віком культуральна рослина поступово гине. Як вказують Shah та ін. [43] та Cragg і Newman [44], режим дії фенолів включає кілька механізмів, таких як зниження відсотка та швидкості проростання клонів разом із зменшенням росту коренів і пагонів. Valko та ін. [45], Brusselmans та ін. [46] та Tungmunnithum та ін. [47] повідомляють про те, що феноли втручаються у транспорт електронів і первинну дію на вироблення АТФ.

Крім того, зарубіжні автори відзначають і сповільнення виділення кисню хлоропластами, порушення функцій мітохондрій, призупинення поглинання поживних речовин, пігментів хлорофілу [48, 45] та ефективність використання води [49]. Фенольні речовини клітинної мембрани, такі як лігніни та гідроксикоричні кислоти, забезпечують механічну міцність цієї клітинної мембрани, відіграють регуляторну роль у рості та морфогенезі рослин. Зважаючи на вищевикладене та опираючись на власні результати досліджень у процесі морфогенезу рослин сорго, виділення фенольних сполук призводило до пригнічення та сповільнення росту і в подальшому – до загибелі клону.



**Рис. 5. Пригнічення росту й розвитку та загибель культуральних рослин сорго залежно від прояву фенольних композицій**

Важливо зазначити, що пригнічення істотно впливало не тільки на загальний стан рослини, але і на формування її кореневої системи (рис. 6).



Рис. 5. Коренева система культуральних рослин сорго

Відмічено значне зниження формування кількості бічних коренів, а також довжини кореневої системи в усіх досліджуваних гібридів, не відбувалось також і приросту вегетативних органів культуральних рослин, з'явилися некрози. Зважаючи на попередні результати дослідження, запобігти інгібуючій дії фенольних сполук в умовах *in vitro* можна додаванням в живильне середовище антиоксидантів. Таким чином, фенольні сполуки проявляють потужну дію на ріст і розвиток рослин, гальмуючи проростання насіння, подовження стебел та коріння. В той же час вони мають активні фітонцидні властивості та забезпечують імунітет рослин до грибової, а особливо до бактеріальних інфекцій. Разом з тим, фітохімічні речовини відіграють важливу роль у рослинному метаболізмі і беруть участь в окисно-відновних процесах, підвищують імунітет та адаптаційну спроможність самої рослини до ультрафіолетових променів (330–350 нм) та видимого світла (520–560 нм).

### Висновки

Алелопатична дія культури сорго залежить від концентрації її фітохімічних речовин, які є видоспецифічними та дискримінаційними за своєю дією, тобто вони пригнічують ріст одних видів, але можуть і не впливати на певні види і можуть мати стимулюючу дію на інші.

Найбільша кількість фенольних сполук встановлена у насінні (зерні) та стеблах досліджуваних гібридів сорго. Так, кількісна складова глікозидів та дубильних речовин становила відповідно 34–39 % та 5,5–6,9 % у насінні і 25–29 % та 0,3–1,4 % у стеблах досліджуваних гібридів. Гідроксикоричних кислот найбільше (від 7 до 14 %) виявлено у листках гібридів сорго. Фенольні композиції в умовах *in vitro* створюють стрес, за якого уповільнюється ріст і розвиток культуральних рослин. Аналіз результатів дає можливість зазначити, що фенольні сполуки, які виділяє сорго, мають певні відмінності в локалізації в різних органах культури та генетичному походженні і неоднозначно впливають і на саму культуру, а фітохімічний склад речовин призводить до поступового пригнічення, а в подальшому і загибелі клонів в умовах *in vitro*.

Гібриди сорго, що містять високий рівень загальних фенольних композицій, є потенційним джерелом біологічно активних агентів, які можуть бути використані у фармацевтичному та медичному секторах для зміцнення здоров'я людини, профілактики та лікування різних захворювань. Для того, щоб виявити та вдосконалити використання фітохімічних сполук, необхідно провести огляд та аналіз сучасних гібридів різного генетичного походження разом із інтенсивним дослідженням кількісного їх складу. Фенольні сполуки слід використовувати в біомедичних і фармацевтичних дослідженнях, починаючи від *in vitro*, *in vivo*, щоб оцінити безпеку, ефективність, а також побічні ефекти досліджуваних сполук.

### Використана література

1. Shitan N. Secondary Metabolites in Plants: Transport and Self-Tolerance Mechanisms. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*. 2016. Vol. 80, Iss. 7. P. 1283–1293. doi: 10.1080/09168451.2016.1151344

2. Alsaadawi I. S., Dayan F. E. Potentials and prospects of sorghum allelopathy in agroecosystems. *Allelopathy Journal*. 2009. Vol. 24, Iss. 2. P. 255–270.
3. Marchiosi R., dos Santos W. D., Constantin R. P. et al. Biosynthesis and metabolic actions of simple phenolic acids in plants. *Phytochemistry Reviews*. 2020. Vol. 19, Iss. 4. P. 865–906. doi: 10.1007/s11101-020-09689-2
4. Ліханов А. Ф., Середа О. В., Кляченко О. Л., Мельничук М. Д. Вплив оксикоричних і оксibenзойних кислот на синтез пластидних пігментів і фенольних сполук у листках винограду (*Vitis vinifera*) *in vitro*. *Фізіологія рослин і генетика*. 2018. Т. 50, № 4. С. 331–343. doi: 10.15407/frg2018.04.331
5. Ліханов А. Ф., Мірошник Н. В., Шевчук М. О. та ін. Ярусна мінливість морфометричних і фітохімічних ознак листків *Betula pendula* Roth. *Наукові доповіді Національного університету біоресурсів і природокористування України*. 2020. № 4. С. 1–13. doi: 10.31548/dopovidi2020.04.016
6. John J., Sarada S. Role of phenolics in allelopathic interactions. *Allelopathy Journal*. 2012. Vol. 29, Iss. 2. P. 215–229.
7. Tak Y., Kumar M. Phenolics: A key defence secondary metabolite to counter biotic stress. *Plant Phenolics in Sustainable Agriculture* / R. Lone, R. Shuab, A. Kamili (Eds.). Singapore : Springer, 2020. P. 309–329. doi: 10.1007/978-981-15-4890-1\_13
8. Grana E., Costas-Gil A., Longueira S. et al. Auxin-like effects of the natural coumarin scopoletin on *Arabidopsis* cell structure and morphology. *Journal of Plant Physiology*. 2017. Vol. 218. P. 45–55. doi: 10.1016/j.jplph.2017.07.007
9. Mattson W. J., Julkunen-Tiitto R., Herms D. A. CO<sub>2</sub> enrichment and carbon partitioning to phenolics: do plant responses accord better with the protein competition or the growth-differentiation balance models. *Oikos*. 2005. Vol. 111, Iss. 2. P. 337–347. doi: 10.1111/j.0030-1299.2005.13634.x
10. Заименко Н. В., Павлюченко Н. А., Элланская Н. Э., Харитоновна И. П. Влияние засухи на аллелопатические, биохимические, микробиологические свойства системы растения – почва – микроорганизмы. *Вісник Харківського національного університету ім. В. Н. Каразіна. Серія : біологія*. 2014. Вип. 20. С. 1–9.
11. Pizzi A., Cameron F. A. Flavonoid tannins – structural wood components for droughtresistance mechanisms of plants. *Wood Science and Technology*. 1986. Vol. 20, Iss. 2. P. 119–124. doi: 10.1007/BF00351023
12. Hättenschwiler S., Vitousek P. M. The Role of Polyphenols in Terrestrial Ecosystem Nutrient Cycling. *Trends in Ecology & Evolution*. 2000. Vol. 15, Iss. 6. P. 238–242. doi: 10.1016/S0169-5347(00)01861-9
13. Hu L. F., Robert C. A. M., Cadot S. et al. Root exudate metabolites drive plant-soil feedbacks on growth and defense by shaping the rhizosphere microbiota. *Nature Communications*. 2018. Vol. 9, Iss. 1. Article 2738. doi: 10.1038/s41467-018-05122-7
14. Mierziak J., Kostyn K., Kulma A. Flavonoids as important molecules of plant interactions with the environment. *Molecules*. 2014. Vol. 19, Iss. 10. P. 16240–16265. doi: 10.3390/molecules191016240
15. Kumar S., Pandey A. K. Chemistry and biological activities of flavonoids: An overview. *The Scientific World Journal*. 2013. Vol. 2013. Article 162750. doi: 10.1155/2013/162750
16. She D., Xu F., Geng Z. et al. Physicochemical characterization of extracted lignin from sweet sorghum stem. *Industrial Crops and Products*. 2010. Vol. 32, Iss. 1. P. 21–28. doi: 10.1016/j.indcrop.2010.02.008
17. Charles S. B., Imin N., Djordjevic M. A. Flavonoids: new roles for old molecules. *Journal of Integrative Plant Biology*. 2010. Vol. 52, Iss. 1. P. 98–111. doi: 10.1111/j.1744-7909.2010.00905.x
18. Сторожик Л. І., Войтовська В. І., Терещенко І. С., Завгородня С. В. Біохімічний склад та аллелопатичні властивості насіння сорго цукрового [*Sorghum bicolor* (L.) Moench]. *Plant Varieties Studying and Protection*. 2022. Vol. 18, № 1. С. 66–74. doi: 10.21498/2518-1017.18.1.2022.257589
19. Ahmed S. I., Hayat M. Q., Tahir M. et al. Pharmacologically active flavonoids from the anticancer, antioxidant and antimicrobial extracts of *Cassia angustifolia* Vahl. *BMC Complementary and Alternative Medicine*. 2016. Vol. 16, Iss. 1. Article 460. doi: 10.1186/s12906-016-1443-z
20. Rao S., Santhakumar A. B., Chinkwo K. A. et al. Characterization of Phenolic Compounds and Antioxidant Activity in Sorghum Grains. *Journal of Cereal Science*. 2018. Vol. 84. P. 103–111. doi: 10.1016/j.jcs.2018.07.013
21. Charles S. B., Imin N., Djordjevic M. A. Flavonoids: new roles for old molecules. *Journal of Integrative Plant Biology*. 2010. Vol. 52, Iss. 1. P. 98–111. doi: 10.1111/j.1744-7909.2010.00905.x
22. Storozhyk L., Mykolayko V., Mykolayko I. Allelopathic potential of sugar sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) seeds. *The Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*. 2019. Vol. 9, Iss. 1. P. 93–98. doi: 10.15414/jmbfs.2019.9.1.93-98
23. Stefoska-Needham A., Beck E. J., Johnson S. K., Tapsell L. C. Sorghum: an underutilized cereal whole grain with the potential to assist in the prevention of chronic disease. *Food Reviews International*. 2015. Vol. 31, Iss. 4. P. 401–437. doi: 10.1080/87559129.2015.1022832
24. Dykes L., Peterson G. C., Rooney W. L., Rooney L. W. Flavonoid composition of lemon-yellow sorghum genotypes. *Food Chemistry*. 2011. Vol. 128, Iss. 1. P. 173–179. doi: 10.1016/j.foodchem.2011.03.020



25. Wu G., Johnson S. K., Bornman J. F. et al. Growth temperature and genotype both play important roles in sorghum grain phenolic composition. *Scientific Reports*. 2016. Vol. 6. Article 21835. doi: 10.1038/srep21835
26. Гродзинский А. М., Горобец С. А., Крупа Л. И. Руководство по применению биохимических методов в алелопатических исследованиях почв. Киев, 1998. 18 с.
27. Методика проведення кваліфікаційної експертизи сортів рослин на придатність до поширення в Україні. Загальна частина / уклад. : С. О. Ткачик, Н. В. Лещук, О. І. Присяжнюк. 4-те вид., випр. і доп. Вінниця, 2016. 120 с.
28. Ingle K. P., Deshmukh A. G., Padole D. A. et al. Phytochemicals: Extraction methods, identification and detection of bioactive compounds from plant extracts. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 2017. Vol. 6, Iss. 1. P. 32–36. URL: <https://www.phytojournal.com/archives/2017/vol6issue1/PartA/6-1-23-924.pdf>
29. Сторожик Л. І., Войтовська В. І., Терещенко І. С. Визначення дії алелопатично-активних речовин рослин та післяжнивних решток сорго цукрового в агрофітоценозах сільськогосподарських культур : методичні рекомендації. Умань : Візаві, 2021. 20 с.
30. Luo X., Cui J., Zhang H. et al. Ultrasound Assisted Extraction of Polyphenolic Compounds from Red Sorghum (*Sorghum bicolor* L.) Bran and Their Biological Activities and Polyphenolic Compositions. *Industrial Crops and Products*. 2018. Vol. 112. P. 296–304. doi: 10.1016/j.indcrop.2017.12.019
31. Barros F., Dykes L., Awika J. M., Rooney L. W. Accelerated Solvent Extraction of Phenolic Compounds from Sorghum Brans. *Journal of Cereal Science*. 2013. Vol. 58. P. 305–312. doi: 10.1016/j.jcs.2013.05.011
32. Luo X., Cui J., Zhang H., Duan Y. Subcritical Water Extraction of Polyphenolic Compounds from Sorghum (*Sorghum bicolor* L.) Bran and Their Biological Activities. *Food Chemistry*. 2018. Vol. 262. P. 14–20. doi: 10.1016/j.foodchem.2018.04.073
33. Демешко О. В., Комісаренко А. М. Динаміка накопичення суми поліфенольних речовин у листі акації білої. *Фітотерапія. Часопис*. 2005. № 4. С. 63–65.
34. Макаренко О. А., Левицький А. П. Фізіологічні функції флавоноїдів в рослинах. *Фізіологія і біохімія культурних рослин*. 2013. Т. 45, № 2. С. 100–112.
35. Державна Фармакопея України. (1-е вид., 2-ге доп.). Харків : PIPEГ, 2008. 620 с.
36. Herrman D. A., Brantsen J. F., Ravisankar S. et al. Stability of 3-deoxyanthocyanin pigment structure relative to anthocyanins from grains under microwave assisted extraction. *Food Chemistry*. 2020. Vol. 333. Article 127494. doi: 10.1016/j.foodchem.2020.127494
37. Dicko M. H., Gruppen H., Traoré A. S. et al. Phenolic compounds and related enzymes as determinants of sorghum for food use. *Biotechnology and Molecular Biology Review*. 2006. Vol. 1, Iss. 1. P. 21–38. URL: <https://academicjournals.org/journal/BMBR/article-full-text-pdf/35754E940209>
38. Yuan Y., Xiang J., Zheng B. et al. Diversity of phenolics including hydroxycinnamic acid amide derivatives, phenolic acids contribute to antioxidant properties of proso millet. *LWT – Food Science and Technology*. 2022. Vol. 154. Article 112611. doi: 10.1016/j.lwt.2021.112611
39. Luo X., Cui J., Zhang H., Duan Y. Subcritical Water Extraction of Polyphenolic Compounds from Sorghum (*Sorghum bicolor* L.) Bran and Their Biological Activities. *Food Chemistry*. 2018. Vol. 262. P. 14–20. doi: 10.1016/j.foodchem.2018.04.073
40. Karpova I., Lylo V., Macewicz L., Kotsarenko K. et al. Lectins of *Sambucus nigra* as biologically active and DNA-protective substances. *Acta Horticulturae*. 2015. Vol. 1061. P. 93–102. doi: 10.17660/ActaHortic.2015.1061.9
41. Inderjit, Weiner J. Plant allelochemical interference or soil chemical ecology? *Perspectives in Plant Ecology Evolution and Systematics*. 2001. Vol. 4. P. 3–12. doi: 10.1078/1433-8319-00011
42. Войтовська В. І., Сторожик Л. І., Недяк Т. М., Присяжнюк О. І., Ковальчук Н. С. Визначення стійкості рослин до дії алелопатично активних речовин сорго цукрового : методичні рекомендації. Київ : Нілан-ЛТД, 2016. 20 с.
43. Shah U., Shah R., Acharya S., Acharya N. Novel anticancer agents from plant sources. *Chinese Journal of Natural Medicines*. 2013. Vol. 11, Iss. 1. P. 16–23. doi: 10.3724/SP.J.1009.2013.00016
44. Cragg G. M., Newman D. J. Plants as a source of anti-cancer agents. *Journal Ethnopharmacol*. 2005. Vol. 100, Iss. 1–2. P. 72–79. doi: 10.1016/j.jep.2005.05.011
45. Valko M., Rhodes C. J., Moncol J. et al. Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-Biological Interactions*. 2006. Vol. 160, Iss. 1. P. 1–40. doi: 10.1016/j.cbi.2005.12.009
46. Brusselmans K., De Schrijver E., Heyns W. et al. Epigallocatechin-3-gallate is a potent natural inhibitor of fatty acid synthase in intact cells and selectively induces apoptosis in prostate cancer cells. *International Journal of Cancer*. 2003. Vol. 106, Iss. 6. P. 856–862. doi: 10.1002/ijc.11317
47. Tungmunnithum D., Thongboonyou A., Pholboon A., Yangsabai A. Flavonoids and Other Phenolic Compounds from Medicinal Plants for Pharmaceutical and Medical Aspects: An Overview. *Medicines*. 2018. Vol. 5, Iss. 3. Article 93. doi: 10.3390/medicines5030093

48. Oki T., Masuda M., Furuta S. et al. Involvement of anthocyanins and other phenolic compounds in radical scavenging activity of purple-fleshed sweet potato cultivars. *Journal of Food Science*. 2002. Vol. 67, Iss. 5. P. 1752–1756. doi: 10.1111/j.1365-2621.2002.tb08718.x
49. Danciu C., Vlaia L., Fetea F. et al. Evaluation of phenolic profile, antioxidant and anticancer potential of two main representants of *Zingiberaceae* family against B164A5 murine melanoma cells. *Biological Research*. 2015. Vol. 48. Article 1. doi: 10.1186/0717-6287-48-1

## References

1. Shitan, N. (2016). Secondary Metabolites in Plants: Transport and Self-Tolerance Mechanisms. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 80(7), 1283–1293. doi: 10.1080/09168451.2016.1151344
2. Alsaadawi, I. S., & Dayan, F. E. (2009). Potentials and prospects of sorghum allelopathy in agroecosystems. *Allelopathy Journal*, 24(2), 255–270.
3. Marchiosi, R., dos Santos, W. D., Constantin, R. P., de Lima, R. B., Soare, A. R., Mota, T. R., ... Filho, O. F. (2020). Biosynthesis and metabolic actions of simple phenolic acids in plants. *Phytochemistry Reviews*, 19(4), 865–906. doi: 10.1007/s11101-020-09689-2
4. Likhanov, A. F., Sereda, O. V., Klyachenko, O. L., & Melnychuk, M. D. (2018). Influence of oxycoric and oxybenzoic acid on synthesis of plastid pigments and phenolic compounds in the leaves of common grape vine (*Vitis vinifera*) *in vitro*. *Plant Physiology and Genetics*, 50(4), 331–343. doi: 10.15407/frg2018.04.331 [In Ukrainian]
5. Likhanov, A. F., Miroshnyk, N. V., Shevchuk, M. O., Dubchak, M. Yu., & Mazura, M. Yu. (2020). Layer variability of morphometric and phytochemical signs of *Betula pendula* Roth. *Scientific Reports of the National University of Life and Environmental Sciences of Ukraine*, 4, 1–13. doi: 10.31548/dopovidi2020.04.016 [In Ukrainian]
6. John, J., & Sarada, S. (2012). Role of phenolics in allelopathic interactions. *Allelopathy Journal*, 29(2), 215–229.
7. Tak, Y., & Kumar, M. (2020). Phenolics: A key defence secondary metabolite to counter biotic stress. In R. Lone, R. Shuab, & A. Kamili (Eds.), *Plant Phenolics in Sustainable Agriculture* (pp. 309–329). Singapore: Springer. doi: 10.1007/978-981-15-4890-1\_13
8. Grana, E., Costas-Gil, A., Longueira, S., & Celeiro, M. (2017). Auxin-like effects of the natural coumarin scopoletin on *Arabidopsis* cell structure and morphology. *Journal of Plant Physiology*, 218, 45–55. doi: 10.1016/j.jplph.2017.07.007
9. Mattson, W. J., Julkunen-Tiitto, R., & Herms, D. A. (2005). CO<sub>2</sub> enrichment and carbon partitioning to phenolics: do plant responses accord better with the protein competition or the growth-differentiation balance models. *Oikos*, 111(2), 337–347. doi: 10.1111/j.0030-1299.2005.13634.x
10. Zaimenko, N. V., Pavliuchenko, N. A., Ellanska, N. E., & Kharytonova, I. P. (2014). Influence of drought on allelopathic, biochemical and microbiological properties of plants-soil-microorganisms system. *The Journal of V. N. Karazin Kharkiv National University. Series: Biology*, 20, 1–9 [In Ukrainian]
11. Pizzi, A., & Cameron, F. A. (1986). Flavonoid tannins – structural wood components for droughtresistance mechanisms of plants. *Wood Science and Technology*, 20(2), 119–124. doi: 10.1007/BF00351023
12. Hättenschwiler, S., & Vitousek, P. M. (2000). The Role of Polyphenols in Terrestrial Ecosystem Nutrient Cycling. *Trends in Ecology & Evolution*, 15(6), 238–242. doi: 10.1016/S0169-5347(00)01861-9
13. Hu, L. F., Robert, C. A. M., Cadot, S., Zhang, Xi., Manzo, D., Chervet, N., ... Erb, M. (2018). Root exudate metabolites drive plant-soil feedbacks on growth and defense by shaping the rhizosphere microbiota. *Nature Communications*, 9(1), Article 2738. doi: 10.1038/s41467-018-05122-7
14. Mierziak, J., Kostyn, K., & Kulma, A. (2014). Flavonoids as important molecules of plant interactions with the environment. *Molecules*, 19(10), 16240–16265. doi: 10.3390/molecules191016240
15. Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: An overview. *The Scientific World Journal*, 2013, Article 162750. doi: 10.1155/2013/162750
16. She, D., Xu, F., Geng, Z., & Sun, R. (2010). Physicochemical characterization of extracted lignin from sweet sorghum stem. *Industrial Crops and Products*, 32(1), 21–28. doi: 10.1016/j.indcrop.2010.02.008
17. Charles, S. B., Imin, N., & Djordjevic, M. A. (2010). Flavonoids: new roles for old molecules. *Journal of Integrative Plant Biology*, 52(1), 98–111. doi: 10.1111/j.1744-7909.2010.00905.x
18. Storozhyk, L. I., Voitovska, V. I., Tereshchenko, I. S., & Zavorodnia, S. V. (2022). Biochemical composition and allelopathic properties of sweet sorghum seeds [*Sorghum bicolor* (L.) Moench]. *Plant Varieties Studying and Protection*, 18(1), 66–74. doi: 10.21498/2518-1017.18.1.2022.257589 [In Ukrainian]
19. Ahmed, S. I., Hayat, M. Q., Tahir, M., Mansoor, Q., Ismail, M., Keck, K., & Bates, R. B. (2016). Pharmacologically active flavonoids from the anticancer, antioxidant and antimicrobial extracts of *Cassia angustifolia* Vahl. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 16(1), Article 460. doi: 10.1186/s12906-016-1443-z
20. Rao, S., Santhakumar, A. B., Chinkwo, K. A., Wu, G., Johnson, S. K., & Blanchard, C. L. (2018). Characterization of Phenolic Compounds and Antioxidant Activity in Sorghum Grains. *Journal of Cereal Science*, 84, 103–111. doi: 10.1016/j.jcs.2018.07.013

21. Charles, S. B., Imin, N., & Djordjevic, M. A. (2010). Flavonoids: new roles for old molecules. *Journal of Integrative Plant Biology*, 52(1), 98–111. doi: 10.1111/j.1744-7909.2010.00905.x
22. Storozhyk, L., Mykolayko, V., & Mykolayko, I. (2019). Allelopathic potential of sugar sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) seeds. *The Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, 9(1), 93–98. doi: 10.15414/jmbfs.2019.9.1.93-98 [In Ukrainian]
23. Stefoska-Needham, A., Beck E. J., Johnson, S. K., & Tapsell, L. C. (2015). Sorghum: an underutilized cereal whole grain with the potential to assist in the prevention of chronic disease. *Food Reviews International*, 31(4), 401–437. doi: 10.1080/87559129.2015.1022832
24. Dykes, L., Peterson, G. C., Rooney, W. L., & Rooney, L. W. (2011). Flavonoid composition of lemon-yellow sorghum genotypes. *Food Chemistry*, 128(1), 173–179. doi: 10.1016/j.foodchem.2011.03.020
25. Wu, G., Johnson, S. K., Bornman, J. F., & Bennett, S. J. (2016). Growth temperature and genotype both play important roles in sorghum grain phenolic composition. *Scientific Reports*, 6, Article 21835. doi: 10.1038/srep21835
26. Grodzinskiy, A. M., Horobets S. A., & Krupa L. I. (1998). *Guidelines for the Application of Biochemical Methods in Allelopathic Soil Studies*. Kyiv: N. p. [In Ukrainian]
27. Tkachyk, S. O., Leshchuk, N. V., & Prysiazhniuk, O. I. (Compl.). (2016). *Methodology for the qualification examination of plant varieties for suitability for distribution in Ukrainian* (4<sup>th</sup> ed., rev. & enl.). Vinnytsia: Nilan-LTD. [In Ukrainian]
28. Ingle, K. P., Deshmukh, A. G., Padole, D. A., Dudhare, M. S., Moharil, M. P., & Khelurkar, V. C. (2017). Phytochemicals: Extraction methods, identification and detection of bioactive compounds from plant extracts. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 6(1), 32–36. Retrieved from <https://www.phytojournal.com/archives/2017/vol6issue1/PartA/6-1-23-924.pdf>
29. Storozhyk, L. I., Voitovska, V. I., & Tereshchenko I. S. (2021). *Determination of the action of allelopathic active substances of plants and post-harvest residues of sugar sorghum in agrophytocenoses of agricultural crops*. Uman: Vizavi. [In Ukrainian]
30. Luo, X., Cui, J., Zhang, H., & Duan, Y. (2018). Ultrasound Assisted Extraction of Polyphenolic Compounds from Red Sorghum (*Sorghum bicolor* L.) Bran and Their Biological Activities and Polyphenolic Compositions. *Industrial Crops and Products*, 112, 296–304. doi: 10.1016/j.indcrop.2017.12.019
31. Barros, F., Dykes, L., Awika, J. M., & Rooney, L. W. (2013). Accelerated Solvent Extraction of Phenolic Compounds from Sorghum Brans. *Journal of Cereal Science*, 58, 305–312. doi: 10.1016/j.jcs.2013.05.011
32. Luo, X., Cui, J., Zhang, H., & Duan, Y. (2018). Subcritical Water Extraction of Polyphenolic Compounds from Sorghum (*Sorghum bicolor* L.) Bran and Their Biological Activities. *Food Chemistry*, 262, 14–20. doi: 10.1016/j.foodchem.2018.04.073
33. Demeshko, O. V., & Komisarenko, A. M. (2005). The dynamics of accumulation of the amount of polyphenolic substances in the leaves of white acacia. *Fitoterapiâ*, 4, 63–65 [In Ukrainian]
34. Makarenko, O. A., & Levitsky, A. P. (2013). Physiological Functions of Flavonoids in Plants. *Physiology and Biochemistry of Cultivated Plants*, 45(2), 100–112. [In Ukrainian]
35. *State Pharmacopoeia of Ukraine* (1<sup>th</sup> ed., 2<sup>nd</sup> enl). (2008). Kharkiv: RIREG. [In Ukrainian]
36. Herrman, D. A., Brantsen, J. F., Ravisankar, S., & Lee, K. (2020). Stability of 3-deoxyanthocyanin pigment structure relative to anthocyanins from grains under microwave assisted extraction. *Food Chemistry*, 333, Article 127494. doi: 10.1016/j.foodchem.2020.127494
37. Dicko, M. H., Gruppen, H., Traoré, A. S., Voragen, A. G. J., & van Berkel, W. J. H. (2006). Phenolic compounds and related enzymes as determinants of sorghum for food use. *Biotechnology and Molecular Biology Review*, 1(1), 21–38. Retrieved from <https://academicjournals.org/journal/BMBR/article-full-text-pdf/35754E940209>
38. Yuan, Y., Xiang, J., Zheng, B., Sun, J., Luo, D., Li, P., & Fan, J. (2022). Diversity of phenolics including hydroxycinnamic acid amide derivatives, phenolic acids contribute to antioxidant properties of proso millet. *LWT – Food Science and Technology*, 154, Article 112611. doi: 10.1016/j.lwt.2021.112611
39. Luo, X., Cui, J., Zhang, H., & Duan, Y. (2018). Subcritical Water Extraction of Polyphenolic Compounds from Sorghum (*Sorghum bicolor* L.) Bran and Their Biological Activities. *Food Chemistry*, 262, 14–20. doi: 10.1016/j.foodchem.2018.04.073
40. Karpova, I., Lylo, V., Macewicz, L., Kotsarenko, K., Palchykovska, L., Ruban, T. O., & Lukash, L. (2015). Lectins of *Sambucus nigra* as biologically active and DNA-protective substances. *Acta Horticulturae*, 1061, 93–102. doi: 10.17660/ActaHortic.2015.1061.9
41. Inderjit, & Weiner, J. (2001). Plant allelochemical interference or soil chemical ecology? *Perspectives in Plant Ecology Evolution and Systematics*, 4, 3–12. doi: 10.1078/1433-8319-00011
42. Voitovska, V. I., Storozhyk, L. I., Nediak, T. M., Prysiazhniuk, O. I., & Kovalchuk, N. S. (2016). *Determination of resistance of plants to the action of allelopathically active substances of sugar sorghum: methodical recommendations*. Kyiv: Nilan-LTD. [In Ukrainian]

43. Shah, U., Shah, R., Acharya, S., & Acharya, N. (2013). Novel anticancer agents from plant sources. *Chinese Journal of Natural Medicines*, 11(1), 16–23. doi: 10.3724/SP.J.1009.2013.00016
44. Cragg, G. M., & Newman, D. J. (2005). Plants as a source of anti-cancer agents. *Journal Ethnopharmacol*, 100(1–2), 72–79. doi: 10.1016/j.jep.2005.05.011
45. Valko, M., Rhodes, C. J., Moncol, J., Izakovic, M., & Mazur, M. (2006). Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-Biological Interactions*, 160(1), 1–40. doi: 10.1016/j.cbi.2005.12.009
46. Brusselmans, K., De Schrijver, E., Heyns, W., Verhoeven, G., & Swinnen, J. V. (2003). Epigallocatechin-3-gallate is a potent natural inhibitor of fatty acid synthase in intact cells and selectively induces apoptosis in prostate cancer cells. *International Journal of Cancer*, 106(6), 856–862. doi: 10.1002/ijc.11317
47. Tungmunnithum, D., Thongboonyou, A., Pholboon, A., & Yangsabai, A. (2018). Flavonoids and Other Phenolic Compounds from Medicinal Plants for Pharmaceutical and Medical Aspects: An Overview. *Medicines*, 5(3), Article 93. doi: 10.3390/medicines5030093
48. Oki, T., Masuda, M., Furuta, S., Nishiba, Y., Terahara, N., & Suda, I. (2002). Involvement of anthocyanins and other phenolic compounds in radical scavenging activity of purple-fleshed sweet potato cultivars. *Journal of Food Science*, 67(5), 1752–1756. doi: 10.1111/j.1365-2621.2002.tb08718.x
49. Danciu, C., Vlaia, L., Fetea, F., Hancianu, M., Coricovac, D., Soica, C., ... Trandafirescu, C. (2015). Evaluation of phenolic profile, antioxidant and anticancer potential of two main representants of *Zingiberaceae* family against B164A5 murine melanoma cells. *Biological Research*, 48. Article 1. doi: 10.1186/0717-6287-48-1

UDC 631.1.633.6

**Storozhyk, L. I., & Tereshchenko, I. S.** (2023). Phenolic compounds of sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] and their allelopathic effect. *Advanced Agritechologies*, 11(2). <https://doi.org/10.47414/na.11.2.2023.285037> [In Ukrainian]

*Institute of Bioenergy Crops and Sugar Beet, NAAS of Ukraine, 25 Klinichna St., Kyiv, 03110, Ukraine, \*e-mail: larisastorozhyk1501@gmail.com*

**Purpose.** To establish the quantitative composition of phytochemicals containing in vegetative and generative organs of sugar sorghum hybrids with high and medium sugar content ‘Sugargraze ARG’ (Argentina), ‘Sioux’ and ‘Mohawk’ (USA) and ‘Ananas’ and ‘Medovyi’ (Ukraine) and their allelopathic effect **Methods.** Allelopathic, physiological-biochemical, agrochemical and statistical methods were used. The content of phytochemicals in the vegetative and generative organs of the studied sugar sorghum hybrids was determined by the extraction method. **Results.** A high concentration of sorghum phenolic substances in the seeds at the mature plant stage was found. However, their concentration was species specific and depended on their quantitative component in the process of morphogenesis of vegetative and generative organs of sorghum of different genetic origin. The analysis of the total content of phytochemical compounds in the studied hybrids showed an increase in their number at the end of the vegetation season. The research was conducted *in vitro*. The manifestation of phenolic compounds was observed through manifestation of the allelopathic effect of cultivated sorghum plants. It was found that on the 7<sup>th</sup> day of cultivation, the plants actively secreted phenolic compounds; the increase in the number of leaves and the height of plants in hybrids did not change and amounted to 3–5 and 1.6–2.0 cm, respectively. On the 14<sup>th</sup> day of the experiment, the phenolic spots grew significantly, and yellowing of the lower leaves appeared. In the process of morphogenesis of sorghum plants (during 21 days), a more intense release of phenolic compounds led to suppression and slowing down of growth and subsequently to the death of the clone, regardless of the genetic origin of the hybrids. Phenolic compositions also influenced the formation of the root system of cultivated sorghum plants. A significant decrease in the number of lateral roots and the length of the root system was noted in all studied hybrids. **Conclusions.** The highest content of phenolic compounds was found in the seeds (grain) and stems of the studied sorghum hybrids. Thus, the quantitative composition of glycosides and tannins was 34–39 and 5.5–6.9 %, respectively, in the seeds and 25–29 and 0.3–1.4 %, respectively, in the stems of the studied hybrids. The highest content of hydroxycinnamic acids (from 7 % to 14 %) was found in the leaves of the studied sorghum hybrids. Phenolic compositions under *in vitro* conditions cause stress, which slows down the growth and development of cultivated plants, and subsequently lead to the death of clones.

**Keywords:** phenolic compounds; generative and vegetative organs of sorghum; cultivated plants.

Надійшла / Received 18.06.2023  
Погоджено до друку / Accepted 14.07.2023