Česká zemědělská univerzita v Praze

Fakulta agrobiologie, potravinových a přírodních zdrojů

Katedra kvality a bezpečnosti potravin

Zvládání teplotního stresu u salátu v bezpůdních systémech

Diplomová práce

Bc. Barbora Hlaváčová

Výživa a potraviny

doc. Ing. Pavel Klouček, Ph.D.

© 2024 ČZU v Praze

Čestné prohlášení

Prohlašuji, že svou diplomovou práci "Zvládání teplotního stresu u salátu v bezpůdních systémech" jsem vypracovala samostatně pod vedením vedoucího diplomové práce a s použitím odborné literatury a dalších informačních zdrojů, které jsou citovány v práci a uvedeny v seznamu literatury na konci práce. Jako autorka uvedené diplomové práce dále prohlašuji, že jsem v souvislosti s jejím vytvořením neporušil autorská práva třetích osob.

V Praze dne 19. 4. 2023 _____

Poděkování

Ráda bych touto cestou poděkovala doc. Ing. Pavlovi Kloučkovi, Ph.D., za vedení práce, konzultantovi Ing. Martinovi Liškovi za cenné rady a pomoc při psaní a zpracování této práce a Ing. Lence Langhansové, Ph.D. za pomoc při laboratorních analýzách.

Zvládání teplotního stresu u salátu v bezpůdních systémech

Souhrn

Diplomová práce byla zaměřena na kultivaci římského salátu Bertolt (*Lactuca sativa* L. *var. longifolia*) v aeroponickém systému. Oba aeroponické systémy, kde probíhala kultivace, byly vyživovány různým živným roztokem. V prvním systému byly saláty živeny komerčním hydroponickým roztokem, ve druhém systému byla výživa zajištěna pomocí roztoku z akvakulturního systému. Rozdíl v pěstování plodin v hydroponickém, akvaponickém a aeroponickém systému je v odborné literatuře popsán, ale u využití jiného druhu výživy v aeroponickém systému tomu tak není. Po úspěšné kultivaci a sklizni salátů, byly saláty podrobeny analýzám. Byl zjištěn senzorický rozdíl salátů z obou systémů. Senzorická analýza ukázala větší preferenci u salátů z akvaponického živného roztoku. Součástí experimentu byl laboratorní rozbor kvalitativních parametrů, konkrétně antioxidační aktivita a obsah celkových polyfenolů salátů u obou systémů před teplotním stresem a po teplotním stresu. Výsledky analýz, jak u antioxidační aktivity, tak u obsahu celkových polyfenolů naznačily správnost hypotézy o lepším zvládání teplotního stresu. Saláty z akvaponického živného roztoku měly vždy nižší hodnoty antioxidační aktivity a celkových polyfenolů oproti salátům z hydroponického živného roztoku. Oba způsoby výživy potřebují minimální spotřebu vody, která je ve srovnání s konvenčním zemědělstvím několikrát menší.

Klíčová slova: aeroponie, hydroponie, akvaponie, bioaktivní sloučeniny, antioxidanty, zelenina, salát

Managing heat stress in lettuce in soilless systems

Summary

The master thesis was focused on the cultivation of Bertolt romaine lettuce (*Lactuca sativa* L. *var. longifolia*) in an aeroponic system. The two aeroponic systems where the cultivation took place were fed with different nutrient solution. In the first system the lettuces were fed with a commercial hydroponic solution, in the second system the nutrition was provided by a solution from the aquaculture system. The difference in growing crops in hydroponic, aquaponic and aeroponic systems is described in the literature, but this is not the case for the use of a different type of nutrition in the aeroponic system. After successful cultivation and harvesting of the lettuces, the lettuces were subjected to analyses. The sensory difference of lettuces from both systems was found. The sensory analysis showed a greater preference for lettuce from the aquaponic nutrient solution. The experiment included laboratory analysis of qualitative parameters, namely antioxidant activity and total polyphenol content of lettuce for both systems before and after heat stress. The results of the analyses for both antioxidant activity and total polyphenol content indicated the validity of the hypothesis of better coping with heat stress. Salads from aquaponic nutrient solution always had lower values of antioxidant activity and total polyphenols compared to salads from hydroponic nutrient solution. Both feeding methods need minimal water consumption, which is several times less compared to conventional farming.

Keywords: aeroponics, hydroponics, aquaponics, bioactive compounds, antioxidants, vegetable, lettuce

Obsah

1 Úvod 8

2 Vědecká hypotéza a cíle práce 9

3 Literární rešerše 10

3.1 Druhy bezpůdní kultivace 10

3.1.1 Otevřené bezpůdní systémy 10

3.1.2 Uzavřené bezpůdní systémy 11

3.1.2.1 Hydroponický systém 12

3.1.2.2 Akvaponický systém 15

3.1.2.3 Aeroponický systém 16

3.2 Kultivační média 18

3.2.1 Rockwool 18

3.2.2 Perlit 19

3.2.3 Vermikulit 19

3.2.4 Pemza 19

3.2.5 Rašelina 19

3.2.6 Kůra 19

3.3 Nejpěstovanější rostliny 20

3.3.1 Salát a listová zelenina 20

3.3.2 Rajčata 21

3.3.3 Okurky 21

3.3.4 Paprika 21

3.3.5 Brambory 22

3.3.6 Fazole 22

3.3.7 Microgreens a bylinky 22

3.4 Antioxidanty v zelenině 23

3.4.1 Stanovení antioxidační aktivity 23

4 Metodika 25

4.1 Pěstování, údržba a péče o laboratoř 25

4.1.1 Předpěstování sazenic 25

4.1.2 Kontrola živných roztoků 26

4.1.2.1 Hydroponický roztok 26

4.1.2.2 Akvaponický roztok 27

4.1.3 Kontrola salátů 27

4.2 Metody vyhodnocení 29

4.2.1 Kvalitativní vyhodnocení 29

4.2.1.1 Zpracování a extrakce vzorků 29

4.2.1.2 Stanovení antioxidační kapacity metodou ORAC 29

4.2.1.3 Celkový obsah fenolických látek 30
4.2.2 Senzorická analýza 31

5 Výsledky 33
5.1 Ztráty při pěstování, spotřeba vody, sklizeň 33
5.2 Antioxidační aktivita (ORAC) 33
5.3 Celkový obsah fenolických látek (TPC) 34
5.4 Senzorická analýza 35

6 Diskuze 37
6.1 Kvalitativní znaky 37

7 Závěr 39

8 Literatura 40

1 Úvod

Vzhledem k obrovským nárokům na vodní zdroje a následně na zásobování potravinami se vyvinulo mnoho nových trendů v inovativních metodách zemědělství, které zahrnují komplexní systém zemědělské výroby. Mnohé studie komerční hydroponické, aeroponické a akvaponické produkce ukázaly potenciální pozitivní roli těchto nových technologií v udržitelném zajištění potravin. Tyto systémy zemědělského hospodaření by mohly být jednou z udržitelných alternativ k poskytování různých druhů produktů, které vyžadují méně vody, méně hnojiv a méně prostoru, což zvýší výnos na jednotku plochy. Hlavní výhodou těchto moderních pěstebních systémů je úspora vody a menší nebo žádné používání agrochemikálií, které jsou při aplikaci a zejména při konzumaci v potravinách nebezpečné pro lidský organismus.

Konvenční zemědělské (geoponické) postupy mohou způsobovat celou řadu negativních dopadů na životní prostředí. Mezi negativní dopady konvenčního zemědělství patří vysoká a neefektivní spotřeba vody, velké nároky na půdu, vysoká spotřeba živin a degradace půdy. Rychlý růst světové populace by měl být kompenzován stejným nebo spíše vyšším tempem produkce potravin. Aby bylo možné udržitelně uživit rostoucí světovou populaci, musí se vyvíjet metody pěstování potravin. Potřeba velkého množství a vysoké kvality rostlinných produktů k uspokojení rostoucí poptávky světové populace odůvodňuje vývoj technologií, které synchronizují potřebu a přísun vody a živin do skleníkových rostlin, aby se dosáhlo optimalizace výnosů plodin.

NASA stanovila rok 2030 jako cílové datum pro pilotovanou misi na Mars. Tímto oznámením agentura uděluje reálnou příležitost ke kolonizaci rudé planety, což je scénář, v němž vesmírné zemědělství zahrnuje úspěch takové dlouhodobé vesmírné mise (Duri et al., 2020).

Rostliny mohou zajistit přežití posádky mimo Zemi tím, že produkují čerstvé potraviny jako součást své jedlé biomasy a současně přispívají k několika ekologickým službám, jako je čištění vzduchu a recyklace vody (El-Nakhel et al., 2019;Loader et al., 1999), a také udržují psychickou pohodu vesmírných průzkumníků (Odeh & Guy, 2017). Důležitější je, že výběr kandidátských plodin pro produkci potravin se provádí na základě specifických kritérií, jako je výživová hodnota, velikost rostlin, přizpůsobivost extrémním podmínkám prostředí (tj. různým gravitačním a teplotním podmínkám), nízké vstupní požadavky (pokud jde o výživné prvky, vodu a světlo), krátký životní cyklus rostlin a vysoký index sklizně (Duri et al., 2020).

2 Vědecká hypotéza a cíle práce

Cílem diplomové práce je zjistit, jak reagují rostliny, konkrétně římský salát odrůdy Bertolt (*Lactuca sativa* L. *var. longifolia*) kultivovaný v aeroponickém systému, na teplotní stres. Zda akvaponický roztok napomáhá rostlinám lepšímu zvládání teplotního stresu v porovnání s minerální hydroponickou výživou.

Hypotézy:

Výživa akvaponickým roztokem napomáhá rostlinám překonávat teplotní stres.

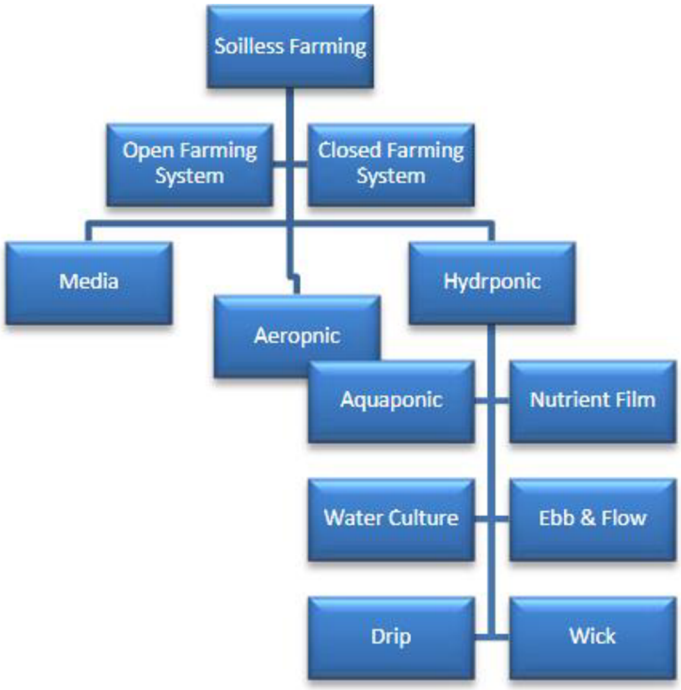
Obsah antioxidačních látek je nižší u salátů z akvaponického živného roztoku.

Bezpůdní systémy pěstování mají nižší spotřebu vody oproti konvenčnímu zemědělství.

3 Literární rešerše

Bezpůdní pěstování lze definovat jako jakákoli metoda pěstování rostlin bez použití půdy jako kořenového substrátu, při které jsou anorganické živiny přijímány kořeny dodávány prostřednictvím živného roztoku (Barrett et al., 2016; Savvas D. et al., 2013). Tato definice bezpůdního pěstování zahrnuje různé systémy pro pěstování rostlin, kdy jejich kořeny mohou růst v porézním substrátu, kdy je substrát zavlažován živným roztokem, nebo přímo v živném roztoku bez pevné fáze. V porovnání s pěstováním v půdě může být bezpůdní pěstování nákladově efektivnější, přináší vyšší výnosy a rychlejší sklizeň z menších ploch pro produkci (Rezaei Nejad & Ismaili, 2014). Bezpůdní systémy mají také vyšší účinnost využití vody a živin v systému (Savvas et al., 2009; Barrett et al., 2016).

Efektivní pěstební médium musí mít takovou fyzikální strukturu, která je schopna udržet příznivou rovnováhu mezi zásobami vzduchu a vody během celé kultivace. Klasifikace bezpůdního pěstování je uvedeno na obr. 1.



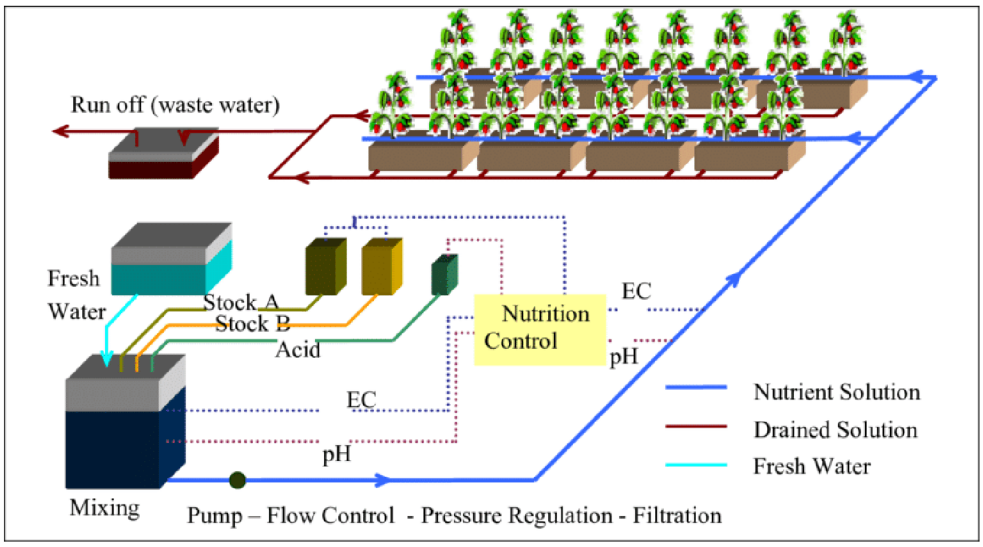
Obrázek 1 Klasifikace bezpůdního pěstování (Alshrouf, 2017)

3.1 Druhy bezpůdní kultivace

V bezpůdním pěstování rostlin existují dva typy, jedná se o otevřenou bezpůdní kulturu a uzavřenou bezpůdní kulturu.

3.1.1 Otevřené bezpůdní systémy

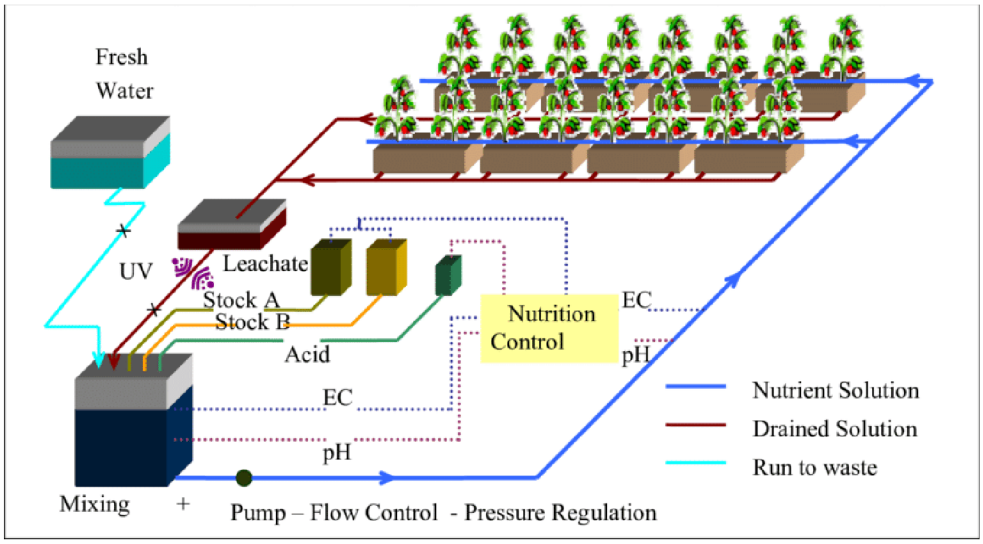
V otevřených bezpůdních systémech (obr. 2) se voda a živiny dodávají stejným způsobem jako u běžných plodin v půdě, živný roztok se po průchodu systémem vypouští. Tento roztok může být znovu použit k hnojení jiných plodin, ale většinou se ztrácí a může poškozovat životní prostředí (Savvas D. et al., 2013).



Obrázek 2 Schéma otevřeného bezpůdního systému (Savvas D. et al., 2013)

3.1.2 Uzavřené bezpůdní systémy

V uzavřených bezpůdních systémech (obr. 3) se vypouštěný roztok znovu vrací do systému, případně se doplňuje a recykluje. Ve srovnání s otevřeným systémem vyžaduje přesnější a častější kontrolu živného roztoku. Uzavřený systém je citlivější na provozní chyby, hlavně na jaře s rostoucí teplotou a slunečním zářením. Vrácený živný roztok je třeba upravit, aby se obnovilo jeho původní složení jednotlivých prvků a odstranily se z něj cizorodé látky (Savvas D. et al., 2013).



Obrázek 3 Schéma uzavřeného bezpůdního systému (Savvas D. et al., 2013)

3.1.2.1 Hydroponický systém

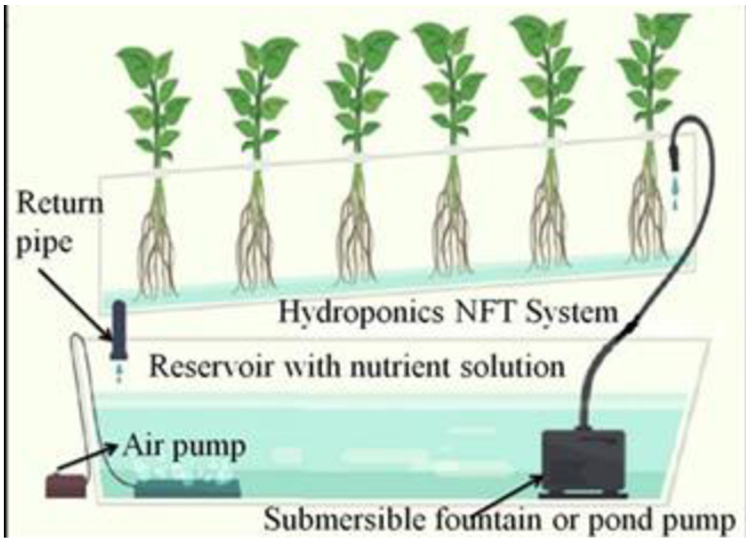
Hydroponie je definována jako pěstování rostlin bez půdy, ve vodě. Rostliny využívají živiny z vody.

3.1.2.1.1 Nutrient film technique (NFT)

Technika živného filmu (obr. 4) je aktivní hydroponický systém, při kterém velmi tenká vrstva (film) živného roztoku protéká mělkými kanálky. Součástí jsou vodní čerpadla, která živný roztok dopravují mělkými kanálky, do kterých jsou kořeny rostlin ponořeny a mohou tak přijímat živiny z roztoku. U tohoto systému se díky mělkým kanálkům šetří voda. Kanálky mají sklon 1–3 %, na vyšším místě je aplikován živný roztok, na dolním konci kanálků je roztok odváděn do sběrné nádrže, kde se vyčistí a doplní minerální látky na požadovanou koncentraci. Tenká vrstva živného roztoku zajistí i okysličení kořenů (Savvas D. et al., 2013).

Kanálky jsou vyráběny nejčastěji z plastových polypropylenových trubek PP – RCT, které se používají pro rozvody pitné, studené a teplé vody. Nižší průtoky vody se doporučují pro plodiny jako je salát, vyšší průtoky pro plodovou zeleninu (Savvas D. et al., 2013).

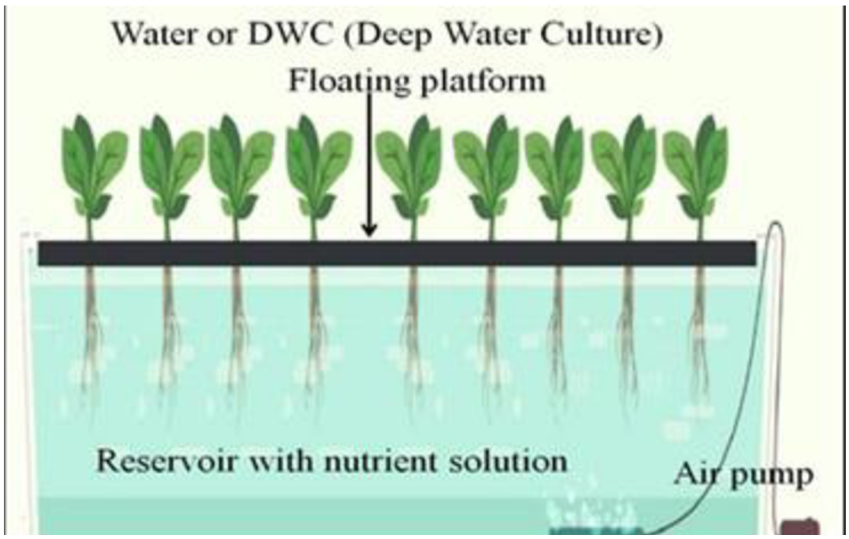
Hlavní výhodou NFT hydroponie je menší objem potřebného živného roztoku, což vede k výrazným úsporám vody a hnojiv a ke snížení dopadu na životní prostředí.



Obrázek 4 NFT systém (El-Kazzaz, 2017)

3.1.2.1.2 Deep water culture (DWC)

Tento typ hydroponického systému je jednoduchý, ale velice účinný. Rostliny jsou zavěšeny nebo se vznášejí na plovoucí plošině v živném roztoku s kořeny ponořenými do vody. Kyslík je přiváděn vzduchovými kameny nebo difuzory, které zajišťují, že kořeny dostávají dostatek kyslíku potřebný pro růst. DWC se běžně používá k pěstování rostlin, jako jsou rajčata, papriky a bazalka. Systém DWC (obr. 5) lze snadno vytvořit ve skleněných nádržích, plastových boxech pokrytých polypropylenovými deskami. Kořeny rostlin jsou neustále ponořeny do živného roztoku, nehrozí tedy poškození rostlin výpadkem proudu nebo zastavením vzduchového čerpadla (El-Kazzaz, 2017).



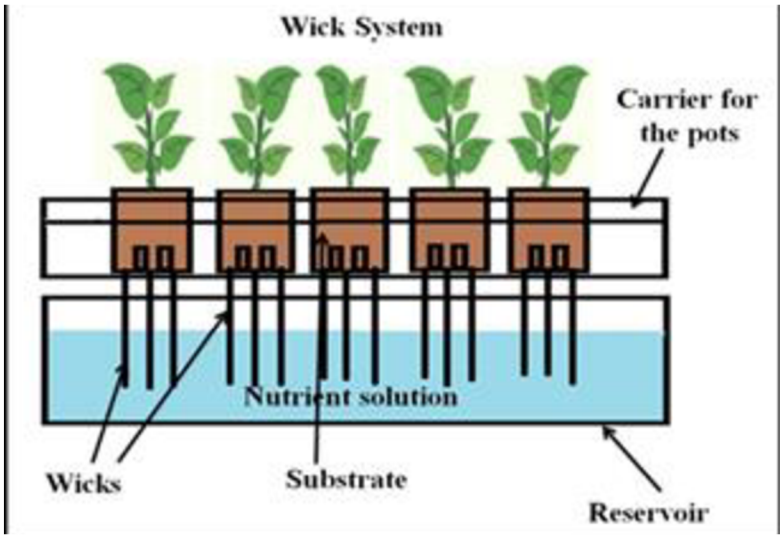
Obrázek 5 DWC systém (EI-Kazzaz, 2017)

3.1.2.1.3 Deep flow technique (DFT)

DFT je další z metod hydroponického systému, kdy jsou kořeny rostlin neustále vystaveny pohybujícímu se živnému roztoku. U NFT metody je hloubka proudu co nejtenčí, ale při DFT metodě je hloubka prodícího živného roztoku 50–150 mm. Větší protékající objem zjednodušuje kontrolu koncentrace živin v roztoku a vyrovnává lépe teplotu. Rostliny se pěstují na polystyrenových vaničkách, které plavou na roztoku (Savvas D. et al., 2013).

3.1.2.1.4 Wick system

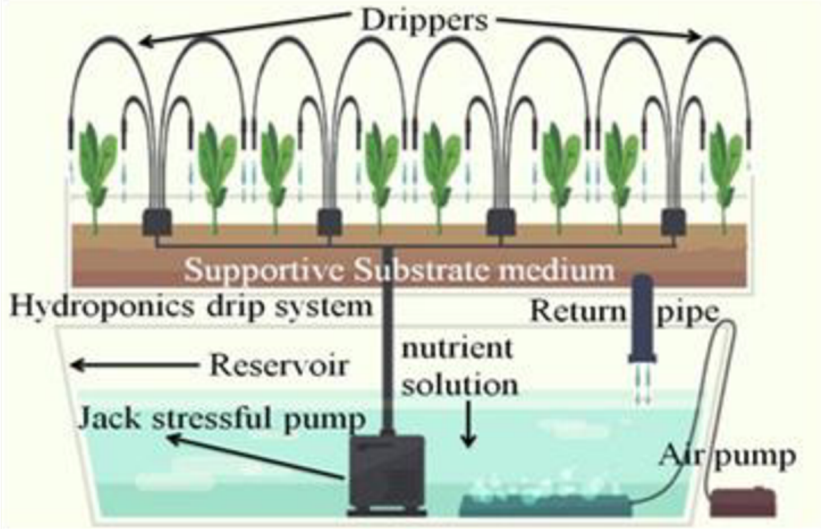
Knotový systém (obr. 6) je jedním z nejjednodušších hydroponických systémů, protože nepoužívá žádná čerpadla ani elektřinu. Je založen na knotu (např. bavlněném nebo plstěném), který pasivně přenáší živný roztok ze zásobníku roztoku ke kořenům rostlin. Knotový systém se snadno nastavuje a vyžaduje minimální údržbu, je však nejvhodnější pro menší rostliny s nižšími nároky na vodu a živiny (EI-Kazzaz, 2017).



Obrázek 6 Knotový systém (EI-Kazzaz, 2017)

3.1.2.1.5 Drip system

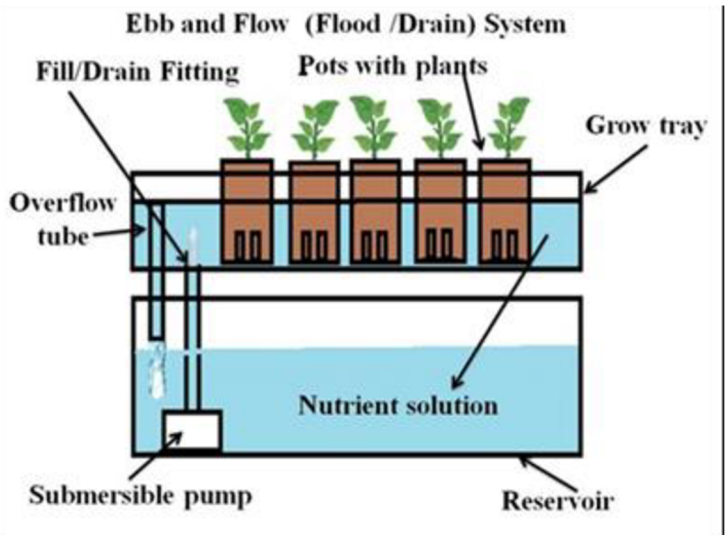
V kapkovém hydroponickém systému (obr. 7) dodává časově řízené čerpadlo živný roztok přímo k základně každé rostliny prostřednictvím sítě trubek. Tato řízená dodávka zajišťuje rostlinám stálý přísun živin a vody. Rostliny jsou umístěny v jedné nádobě a živný roztok je pod nimi v jiné nádobě. Živiny pronikají až ke kořenům a vrací se zpět do spodní nádoby. Kapkové systémy jsou univerzální a lze je použít pro širokou škálu plodin, od malých bylinek až po větší plody, jako jsou melouny (El-Kazzaz, 2017).



Obrázek 7 Kapkový systém (El-Kazzaz, 2017)

3.1.2.1.6 Ebb and flow system

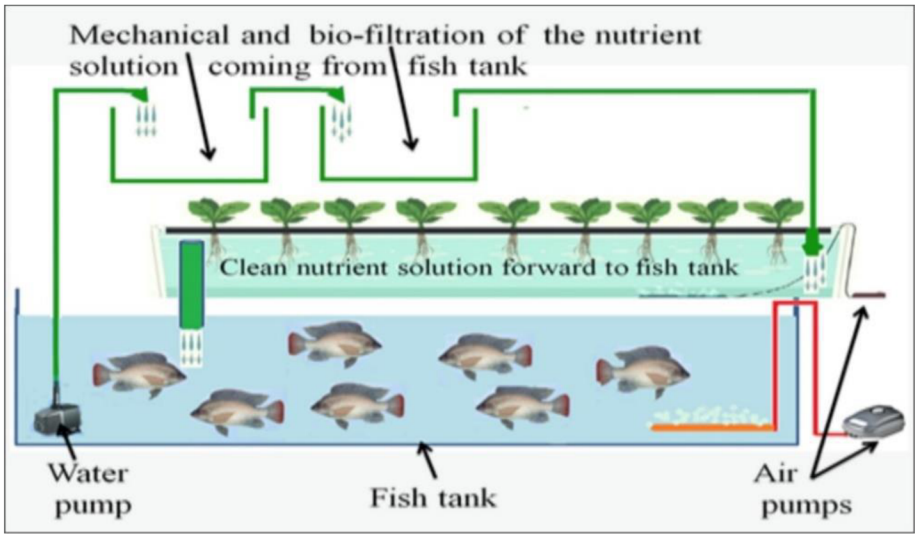
Tento systém nazýván jako hydroponie s přílivem a odlivem (obr. 8) má dvě fáze a je velmi podobný kapkovému systému. První fáze zaplavení, kdy voda bohatá na živiny se čerpá nebo proudí do pěstebního média, tím mají kořeny přístup k vodě a k živinám. Druhá fáze vypouštění nastává po uplynutí stanovené doby, kdy přebytečná voda odteče a tím je zajištěn přístup kyslíku ke kořenům. Přepadové potrubí určuje výšku živin, obvykle do míst, kde začínají kořeny u báze stonku, přičemž přebytečná kapalina se přepadovým potrubím vrací zpět do spodní nádoby. U tohoto systému je čerpadlo přerušovaně zapnuté, aby se pravidelně zaplavovala pěstební nádoba. Tento cyklus trvá přibližně 45 minut (El-Kazzaz, 2017).



Obrázek 8 Ebb and flow systém (El-Kazzaz, 2017)

3.1.2.2 Akvaponický systém

Akvaponický systém (obr. 9) se spoléhá na integrovaný vztah mezi živočichy a rostlinami, který udržuje stabilní vodní prostředí, v němž dochází k minimálnímu kolísání hladiny živin a kyslíku v okolním prostředí. Akvaponie je tedy spojením akvakultury, němž se vodní živočichové (ryby, raci nebo krevety) chovají v nádržích v kombinaci s hydroponií (pěstování rostlin bez půdy), která chová ryby a rostliny společně v jednom integrovaném systému. Odpad z ryb je zdrojem organické potravy pro rostoucí rostliny a rostliny poskytují přirozený filtr pro vodu, ve které ryby žijí. V akvaponickém systému přechází voda z akvakulturního systému do hydroponického systému, kde jsou toxické vedlejší produkty rozkládány nitrifikačními bakteriemi, které žijí na povrchu pěstebního média, nejprve na dusitany a následně na dusičnany, které jsou využívány rostlinami jako živiny, a voda je poté čištěna a přechází zpět do akvakulturního systému. Použitá voda prochází biofiltrem, kde mohou nitrifikační bakterie růst a přeměňovat amoniak na dusičnany, které jsou využitelné rostlinami (El-Kazzaz, 2017).



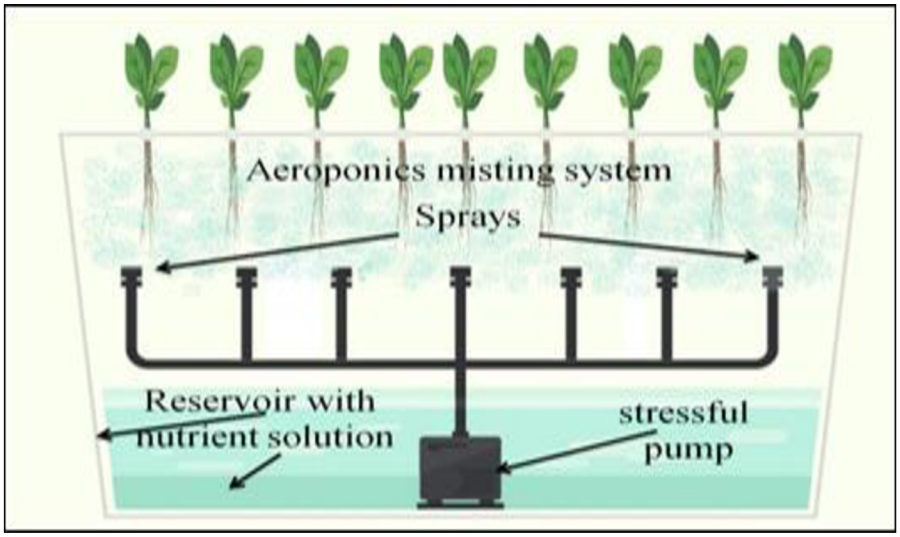
Obrázek 9 Akvaponický systém (El-Kazzaz, 2017)

3.1.2.3 Aeroponický systém

Aeroponie (obr. 10) je vlastně podskupinou hydroponie, s tím rozdílem, že nepoužívá vůbec žádné pěstební médium a rostliny v ní rostou díky mlžení vodou bohatou na živiny (Li et al., 2018). Kořeny rostlin v tomto systému jsou zavěšeny v tmavém prostoru a v určitých intervalech je živný rozotk rozprašován na kořeny ve formě jemné mlhy. Mlžení probíhá za pomoci čerpadla v pravidelných intervalech. Aeroponický systém potřebuje také časovač s krátkým cyklem, který spustí čerpadlo na několik sekund každé 2–3 minuty (EI-Kazzaz, 2017).

Nevyužitý roztok je shromažďován v nádrži pod systémem, kde je znovu recirkulován. Rostliny pěstované v tomto systému zvládají lépe vystavení teplotnímu stresu, hlavně v letních měsících. Nevýhodou je případný výpadek zásobování roztokem např. při výpadku proudu (Savvas D. et al., 2013).

Aeroponie umožňuje výrazně snížit spotřebu vody a hnojiv a zajišťuje dostatečný přísun kyslíku pro kořeny. Aeroponii lze použít pro pěstování zeleniny malých rozměrů (např. salátu a jahod) a léčivých a aromatických rostlin (Savvas D. et al., 2013).



Obrázek 10 Aeroponický systém (EI-Kazzaz, 2017)

3.1.2.3.1 Hlavní kultivační faktory pro aeroponický systém

Rozprašování roztoku tryskami atomizací dosáhneme čerpáním vody přes trysky pod vysokým tlakem. Trysky se dodávají s různými rozprašovacími otvory a vzory. Trysky s většími otvory snižují pravděpodobnost ucpání, ale potřebují ke svému provozu vyšší tlak a průtok. Velikost kapek se pohybuje od submikronů až po tisíce mikronů. Pro vysokotlakou aeroponii je velikost kapek o velikosti 10 až 100 um (Gopinath et al., 2017).

Stupnice **pH** je způsob měření acidity nebo alkality živného roztoku. Optimální pH pro růst rostlin je 5,8 až 6,5. V aeroponických systémech, kde se živný roztok opět recirkuluje je důležité pravidelně měřit pH a náležitě ho upravit dle potřeby. Dusík se lépe vstřebává při pH 6,0, zatímco fosfor a draslík při 6,25 a vyšším (Gopinath et al., 2017).

Elektrická vodivost (EC) je parametr pro určení všech rozpuštěných solí v roztoku, včetně solí z přidaných hnojiv, jednotkou EC je dS/m. Když rostlina přijímá živiny, hladina EC se snižuje, v roztoku je méně solí. Střídavě se EC v roztoku zvyšuje, např. při odstraňování

vody z roztoku procesem odpařování nebo transpirace. Pokud se EC v roztoku zvýší, lze jej snadno snížit přidáním destilované vody nebo vody z reverzní osmózy (Brechner Melissa & Both A.J., 2013). Pro měření pH a EC se nejčastěji používá pH a EC metr (Lakhiar et al., 2018). Rozmezí hodnot pH a EC pro některé druhy zeleniny pěstovaných v aeroponickém systému jsou uvedeny v tabulce 1.

Tabulka 1 Rozmezí hodnot pH a EC pro některé druhy zeleniny pěstovaných v aeroponii (Lakhiar et al., 2018))

Druh zeleniny	pH	EC [dS/m]
Salát	5,5-6,5	0,8-1,2
Okurka	5,8-6,0	1,7-2,2
Brambory	5,0-6,0	2,0-2,5
Špenát	5,5-6,6	1,8-2,3
Rajčata	5,5-6,5	2,0-5,0

Teplota je jedním z hlavních faktorů, které ovlivňují růst a vývoj rostlin. Ovlivňuje nejen počáteční fázi růstu, ale také období při sklizni. V aeroponickém systému by měla být teplota vzduchu i živného roztoku regulována, aby rostliny rychle dozrály. Se zvyšující se teplotou probíhají chemické procesy rychleji a zhoršují se aktivity enzymů. Optimální rozmezí teplot pro všechny rostliny je 15-25 °C (Gopinath et al., 2017). Teplota v růstové komoře by však neměla být vyšší než 30 °C a nižší než 4 °C (Khan, 2018; Otazu V., 2010). (Naoya et al., 2008) uvádí, že při řízeném pěstování je **světelná energie** významným ekologickým faktorem pro růst rostlin. Nejrozšířenějším světelným zdrojem pro aeroponické systémy je dnes použití LED světel. LED světla poskytují vyšší kvalitu světla a lepší kontrolovatelnost dodávaného světla, mají nižší hmotnost, dobrou životnost a úsporné v rámci energie (Lakhiar et al., 2018).

Vlhkost a koncentrace rozpuštěného kyslíku v aeropnickém systému plně závisí na dostupné vlhkosti v kořenové zóně v pěstebních vanách. Vlhkost je hlavním parametrem pro úspěšný růst a vývoj rostlin. Růst rostlin je však významně ovlivňován zvyšováním a snižováním relativní vlhkosti. Má vliv na fyziologické funkce rostlin a způsobuje problémy s chorobami. Proto je důležité pravidelně udržovat a kontrolovat požadovanou koncentraci vlhkosti v růstové komoře na základě potřeb rostlin (Khan, 2018). Aeroponický systém poskytuje nejlepší okysličené prostředí pro růst rostlin. Umožňuje kořenům rostlin růst na vzduchu s dostatečným přísunem kyslíku. Proto není zapotřebí žádný další mechanismus (Lakhiar et al., 2018).

3.2 Kultivační média

Pěstování rostlin v systému bez půdy je v literatuře definováno jako bezpůdní kultury (Gruda, 2009). Tyto systémy jsou založeny na používání všech pevných kořenových substrátů, jiné než půda, které se obvykle nazývají kultivační média neboli substráty. Tyto substráty mohou zaručit lepší podmínky pro růst rostlin než klasická zemědělská půda. Substráty poskytují ukotvení kořenového systému, dostatečné provzdušnění kořenového systému a dodávají rostlinám dostatek živin a vody (El-Behairy, 2015; Gruda & Schnitzler, 2006).

Kultivační média rozdělujeme na anorganické a organické. Mezi anorganické řadíme např. rockwool, perlit a pemza, mezi ty organické kokosové vlákno, rašelina a kůra. Pro hodnocení chemických vlastností kultivačního média jsou důležité parametry pH, koncentrace solí a obsah makro i mikroprvků v médiu. pH je jedním z těch nejdůležitějších parametrů, určuje dostupnost jednotlivých živin. Pro většinu rostlin je optimální pH 5,5 – 6,5 (Gruda N. et al., 2013). Hodnoty pH různých kultivačních medií jsou uvedeny v tabulce 2.

Tabulka 2 Hodnoty pH různých kultivačních médií (Gruda N. et al., 2013)

Substrát	Hodnota pH
Keramzit	4,5 – 9,0
Rašelina	3,0 – 7,3
Perlit	6,5 – 7,5
Pemza	6,7 – 9,3
Písek	6,4 – 7,9
Vermikulit	6,0 – 7,2
Sopečný tuf	7,0 – 8,0

3.2.1 Rockwool

Rockwool neboli minerální vata se díky své nízké hmotnosti a snadné manipulaci stala nejpoužívanějším substrátem v bezpůdních systémech (Gruda & Schnitzler, 2006). Rockwool je vyráběn tavením čadičové horniny s vápencem a koksem při teplotách nad 1500 °C. Tavenina se následně dělí na vlákna, která jsou zahříváním spojena. Vyznačuje se nízkou objemovou hmotností (80–90 kg/m^3) a vysokou porézní kapacitou (92–97 %). Je z chemického hlediska zcela inertní. Kvůli vysoké počáteční hodnotě pH (7,0 – 8,0), je potřeba pH upravit. Do rockwoolových desek se vyvrtají otvory pro rostliny a naplní se živným roztokem. Po 24 hodinách namáčení se mohou do otvorů přesadit rostliny. Klíčovým faktorem při používání rockwoolu je kontrola pH a EC v živném roztoku (Gruda N. et al., 2013).

3.2.2 Perlit

Tento křemičitý vulkanický minerál se zahřívá na teplotu 1000 °C, kdy za těchto podmínek zvětší svůj původní objem na 4–20násobek za přítomnosti 2–6 % vody v perlitové hornině, vzniká tak lehký materiál s vysokou pórovitostí. Perlit zajišťuje lepší provzdušnění, odvodnění, optimalizuje zadržování vlhkosti a dostupnost živin (Bardopoulou et al., 2001; Gruda N. et al., 2013; Rezaei Nejad & Ismaili, 2014).

3.2.3 Vermikulit

Podobný jako perlit se vyrábí zahříváním zeminy při teplotě 700–1000 °C. Má vysokou porézní kapacitu, je to lehký a sterilní materiál. Kultivační média obsahující vermikulit by se měla míchat za sucha, při míchání za vyšší vlhkosti se jeho fyzikální vlastnosti zhoršují. Zatímco perlit se používá ke zlepšení drenážních vlastností substrátu, vermikulit se využívá ke zvýšení schopnosti zadržovat vodu. Dokáže zadržet 3–4násobek své hmotnosti. Vermikulit také dobře zadržuje kladně nabité ionty K, Mg a C (Gruda N. et al., 2013).

3.2.4 Pemza

Pemza, jako přírodní produkt, je lehký křemičitý materiál vulkanického původu. Používá se jako substrát pro plodovou zeleninu (rajčata, okurky, papriky) a pro řezané květiny. O pěstování v pemze roste zájem díky nízké ceně a snadné použitelnosti. Je možnén její opakované použití, takže vzniká méně odpadu při pěstování, což šetří životní prostředí (G. A. Boertje, 1995). Pemza je bežnou horninou v sopečných oblastech jako Azory, řecké ostrovy, Island, Japonsko nebo Turecko (Raviv & Wallach, 2002). Pemza má nízkou objemovou hmotnost (40–80 kg/m^3) a vysokou porézní kapacitu 70–85 % (G. A. Boertje, 1995). Díky jejímu neutrálnímu pH přispívá k výživě rostlin jen málo (Gruda N. et al., 2013; Rezaei Nejad & Ismaili, 2014).

3.2.5 Rašelina

Rašelina je nejpoužívanějším organickým kultivačním médiem. V současnosti tvoří 80 % všech komerčně dostupných pěstebních substrátů (Gruda, 2012). Rašelina vzniká částečným rozkladem odumřelých rostlin v podmáčeném prostředí bez přístupu kyslíku. V těchto podmínkách se rozkládají cukry a celulóza, po kterých zůstávají lignifikované buněčné stěny a humus.

3.2.6 Kůra

Kůra je vedlejší produkt dřevařského a papírenského průmyslu. Po odstranění ze stromů se rozemele do různých velikostí, tím je možné vyrobit variabilní směsi s různými fyzikálními vlastnostmi. Pro pěstování se nejvíce používá kompostovaná nebo stará kůra. Kůra má skvělou schopnost zadržovat vodu, dobrou poréznost (75–90 %), neutrální pH a její objemová hmotnost se pohybuje v rozmezí 320–750 kg/m^3 (Gruda N. et al., 2013)

3.3 Nejpěstovanější rostliny

3.3.1 Salát a listová zelenina

Hlávkový salát je zelenina, která se ve světě konzumuje a pěstuje ve velkém měřítku, a zaslouží si zvláštní pozornost pro svou nutriční a funkční hodnotu. Pěstuje se konvenčním, hydroponickým a organickým způsobem a při produkci vykazuje různé vlastnosti, které mohou ovlivnit složení této zeleniny. Je nesporné, že pravidelná konzumace zeleniny je prospěšná díky přítomnosti bioaktivních látek s antioxidačními vlastnostmi, které chrání a podporují lidské zdraví (Negrão et al., 2021).

Hydroponie je oblíbená zejména pro pěstování listové zeleniny, jako je salát, špenát, kapusta a rukola. Řízené prostředí hydroponických systémů podporuje rychlý růst a zajišťuje těmto plodinám optimální výživu. Díky krátké kultivační době, lze salát hydroponicky vypěstovat i více než 8 cyklech za rok. Pro bezpůdní pěstování se nejvíce používají systémy na bázi NFT metody, pěstování na substrátech je méně časté. Salát má vysokou míru absorpce K a P. Zásadní je udržet nízký obsah dusičnanů v jedlých částech, je proto dobré krátce před sklizní vhodně upravit přísun dusičnanů v živném roztoku. V tabulce 3 jsou doporučené hodnoty koncentrací základních živin pro pěstování v bezpůdních systémech (Gopinath et al., 2017; Savvas D. et al., 2013).

Tabulka 3 Doporučené hodnoty koncentrací živin pro pěstování salátu v bezpůdním systému (Savvas D. et al., 2013)

Požadované vlastnosti	Roztok dodaný do systému [mmol/l]	Cílová koncentrace v kořenové zóně
EC [dS/m]	2,30	2,60
pH	-	5,60 – 6,50
$[K^+]$	9,00	6,20
$[Ca^{2+}]$	3,75	7,30
$[Mg^{2+}]$	1,00	1,60
$[NH_4^+]$	1,60	< 0,60
$[SO_4^{2-}]$	1,15	2,00
$[NO_3^-]$	15,50	18,00
$[H_2PO_4^-]$	1,80	1,20
[Fe]	30,00	40,00
[Mn]	5,00	1,00
[Zn]	4,00	5,00
[Cu]	1,00	0,80
[B]	30,00	50,00
[Mo]	0,50	-

3.3.2 Rajčata

Rajče (*Solanum lycopersicum* L.) je nejdůležitější skleníkovou plodinou pěstovanou v bezpůdních systémech. Bezpůdní systémy pěstování jsou udržitelné a zároveň zvyšují produkci na metr čtvereční. Nejrozšířenějším způsobem pěstování rajčat je pěstování na deskách z rockwoolu zabalených do polyethylenových pytlů a zásobování živným roztokem je zajištěno prostřednictvím kapkové závlahy. Používají se i další substráty, jako je perlit, pemza nebo sopečný tuf. Rajčata tolerují koncentraci soli v kořenové zóně v rozmezí 2,5 – 2,9 dS/m bez ztráty výnosu (Savvas D. et al., 2013).

Rajčata jsou tolerantní k mírně zvýšenému pH, ale naopak jsou citlivá na nízké pH v kořenové zóně, což je způsobeno zhoršeným příjmem Ca (Savvas et al., 2008;Savvas D. et al., 2013).

3.3.3 Okurky

Okurka setá (*Cucumis sativus* L.) je polotropická rostlina pocházející z Indie a druhá nejdůležitější plodina pěstovaná v bezpůdních systémech. Okurky lze pěstovat v různých ročních obdobích a mnoho pěstitelů ve středomořských zemích dává přednost výsadbě dvou nebo tří plodin ročně namísto jediné celoroční plodiny (běžná praxe v Nizozemsku). Po ukončení první sklizně se rostliny s kořeny pouze částečně odstraní a vyříznou ze substrátu nožem. Mladé rostliny z druhé sady pak mohou být vloženy s malým množstvím čerstvého substrátu, pokud jsou pěstovány na granulovaných substrátech. Po přesazení je pro trvalý růst nezbytná dostatečná závlaha (Savvas D. et al., 2013).

Pěstování okurek na rockwoolu je nejrozšířenější typ, je možné použít i jiné substráty jako perlit nebo pemza.

Okurka má vysokou citlivost na koncentraci soli. EC v kořenové zóně je dobré udržovat na 2,7 dS/m a maximální hodnoty do 3 dS/m, v jiném případě by došlo ke ztrátě výnosu. Doporučená hodnota pH v kořenové zóně je 5,3 – 6,4, pro udržení těchto hodnot je vhodné zařadit 10 % celkového N ve formě NH_4-N do živného roztoku.

3.3.4 Paprika

Paprika (*Capsicum annuum* L.) je třetí nejvýznamnější plodina pěstovaná v bezpůdních systémech. Papriky je zapotřebí často hnojit vhodným živným roztokem. (Savvas D. et al., 2013) doporučuje sklízet při pH v kořenové zóně 6 – 6,7, kterého lze dosáhnout dodáním 5 % celkového N ve formě NH_4-N. V reprodukční fázi se zvýšený přísun NH_4-N nedoporučuje, amonium může takto snižovat příjem Ca. Paprika patří mezi citlivé plodiny z hlediska koncentraci soli a doporučené rozmezí v kořenové zóně je 2,7 – 3 dS/m, záleží na ročním období a minerálním složení dostupné závlahové vody (Savvas D. et al., 2013).

3.3.5 Brambory

Brambory (*Solanum tuberosum* L.) jsou díky své hustotě živin základní potravinářskou plodinou, která se pěstuje po celém světě a je obzvláště důležitá v mírném podnebném pásu. Produkce brambor významně přispívá k celosvětovému zabezpečení potravin. Podle odhadů Organizace OSN pro výživu a zemědělství (FAO) se v roce 2019 celosvětově vyprodukovalo více než 370 milionů tun brambor (Woznicki et al., 2021). Brambory jsou plodinou náročnou na živiny kvůli svému silnému vegetativnímu růstu a vysokému výnosovému potenciálu během vegetačních období, 90-120 dní od přesazení do sklizně. Pěstování brambor v bezpůdních systémech přináší pěstitelům řadu výhod, včetně lepší kontroly nad podmínkami pěstování a možnosti celoroční produkce s vyššími výnosy. (Abd Al-Razaq et al., 2018; Chang et al., 2012).

3.3.6 Fazole

Fazol obecný (*Phaseolus vulgaris* L.) je plodová zelenina, kterou je možné také pěstovat v bezpůdních systémech. Doporučená hustota pěstování 10-14 rostlin m^2. Rostliny lze podepřít buď plastovým provázkem připevněným na vodorovném drátu, podobně jako u pěstování jiné plodové zeleniy (např. rajčata, papriky), nebo natažením vhodné sítě podél linie výsadby. Fazole jsou velice citlivé na koncentraci soli. Doporučená hodnota EC pro živné roztoky jsou relativně nízké, do 2 dS/m. Kromě toho je třeba dbát na to, aby nedocházelo k hromadění iontů Na^+ a Cl^- v kořenové zóně, zejména při recyklaci živného roztoku. Vzhledem k vysoké citlivosti fazolu na zasolení je pro pěstování v uzavřených bezorebných kultivačních systémech nezbytná dostupnost kvalitní vody. Nízká hladina pH v kořenové zóně má negativní vliv na růst rostlin, nikdy by tedy nemělo klesnout pod hodnotu 5,5. Procento NH_4-N / celkový N v kořenové zóně by mělo pomoci zabránit snižování pH (Savvas D. et al., 2013)

3.3.7 Microgreens a bylinky

Microgreens, neboli mikrozelenina, jsou malé výhonky zeleniny ze semen mnoha druhů rostlin. Z hlediska chuti se jedná o miniaturní verzi plnohodnotné zeleniny.V hydroponických systémech se daří jak mikrozelenině, tak i kulinářským bylinkám, jako je bazalka, koriandr, petržel, máta a pažitka. Řízené podmínky umožňují celoroční produkci aromatických a chutných bylinek.

3.4 Antioxidanty v zelenině

Antioxidanty se mohou vyskytovat přirozeně v rostlinách, živočiších a mikroorganismech nebo mohou být syntetizovány chemickou cestou. Vyšší rostliny a jejich složky jsou bohatým zdrojem přírodních antioxidantů, jako jsou tokoferoly a polyfenoly, které se hojně vyskytují v koření, bylinách, ovoci, zelenině, obilovinách, zrnech, semenech, čajích a olejích. V úvahu přicházejí také antioxidanty mořského původu, jako jsou řasy, ryby/mušle a mořské bakterie (Amarowicz et al., 1999; Athukorala et al., 2003; Shahidi & Zhong, 2015).

Účinnost antioxidantů je obecně ovlivněna řadou faktorů, včetně jejich strukturních vlastností, koncentrace, teploty, typu oxidačního substrátu a fyzikálního stavu systému. Chemická struktura antioxidantu určuje jeho vnitřní reaktivitu vůči volným radikálům a tím i antioxidační aktivitu. Účinnost antioxidantů závisí také na jejich koncentraci a umístění v systému (Shahidi & Zhong, 2015).

Úkolem antioxidantů je zpomalovat či regulovat proces oxidace. Tento proces spočívá v reakci antioxidantů s volnými radikály v organismu, za vzniku méně reaktivního antioxidačního radikálu. Volné radikály se podílejí na většině degenerativních onemocnění. Epidemiologické studie prokázaly pozitivní souvislost mezi konzumací ovoce a zeleniny, konkrétně s fenolickými sloučeninami ve stravě, a prevencí nemocí, jako je ateroskleróza, rakovina, mrtvice, diabetes, artritida a také stárnutí (Negrão et al., 2021; Souza et al., 2018). Ovoce a zelenina získaly přízvisko "funkčních potravin", které jsou schopny podporovat dobré zdraví a předcházet nemocem nebo je zmírňovat. Fenolické flavonoidy, lykopen, karotenoidy a glukosinoláty patří mezi nejdůkladněji prozkoumané antioxidanty (Kaur & Kapoor, 2001). Nejdůkladněji prozkoumanými složkami stravy v ovoci a zelenině, které působí jako antioxidanty, jsou vláknina, polyfenoly, flavonoidy, konjugované izomery kyseliny linolové, d-limolen, epigalokatechin galát, sójové bílkoviny, isoflavanony, vitamíny A, B, C, E, tokoferoly, vápník, selen, chlorofylin, alifarin, sulfidy, katechin, tetrahydrokuren, sesaminol, glutathion, kyselina močová, indoly, thiokyanáty a inhibitory proteáz (Karakaya & Kavas, 1999; Negrão et al., 2021). Tyto sloučeniny mohou působit samostatně nebo v kombinaci jako protinádorové nebo kardioprotektivní látky různými mechanismy (Kaur & Kapoor, 2001).

3.4.1 Stanovení antioxidační aktivity

Antioxidační aktivita určité sloučeniny, směsi sloučenin nebo přírodního zdroje obsahujícího antioxidanty souvisí s jejich schopností zachytávat volné uhlovodíkové radikály (Shahidi, 2000).

Metoda ORAC (oxygen radical absorbance capacity), neboli test absorpční kapacity kyslíkových radikálů, měří schopnost antioxidantů rozbíjet radikálové řetězce sledováním inhibice oxidace vyvolané peroxylovými radikály. Peroxylové radikály jsou převládající volné radikály, které se vyskytují při oxidaci lipidů v potravinách a biologických systémech za fyziologických podmínek. Při tomto testu reaguje peroxylový radikál produkovaný generátorem s fluorescenční sondou, což vede ke ztrátě fluorescence, která se zaznamenává fluorometrem (Prior et al., 2005; Shahidi & Zhong, 2015).

Test na vychytávání **DPPH** (2,2-difenyl-1-pikrylhydrazyl) radikálů patří mezi nejčastěji používané metody a nabízí první přístup k hodnocení antioxidační aktivity. Jedná se o metodu založenou na ET (electron transfer), přičemž mechanismus HAT (hydrogen atom transfer) je v testu pouze okrajovou reakční cestou (Prior et al., 2005). DPPH je stabilní chromogenní radikál s tmavě fialovou barvou. Test na odstraňování DPPH je založen na donaci elektronů antioxidantů k neutralizaci DPPH radikálu. Reakce je doprovázena barevnou změnou DPPH měřenou při 517 nm a změna barvy slouží jako indikátor antioxidační účinnosti. Přestože je DPPH test jednoduchý a nevyžaduje zvláštní úpravu vzorku, jeho citlivost může být ovlivněna řadou faktorů, jako je typ a množství použitého rozpouštědla, přítomnost a koncentrace vodíku a kovových iontů a čerstvost DPPH činidla (Dawidowicz et al., 2012; Kedare & Singh, 2011;Shahidi & Zhong, 2015)

Další z metod je **metoda TPC** (total phenolic content), kdy se stanovuje celkový obsah fenolických látek a je důležitým parametrem pro celkovou antioxidační kapacitu. Celkový obsah fenolických látek lze stanovit pomocí Folin-Ciocalteuva činidla, kdy činidlo je redukováno fenolickými látkami v alkalickém prostředí (Aryal et al., 2019). Dále je měřena absorbance vzorku při 765 nm. Mezi výhody této metody patří jednoduchost a reprodukovatelnost, nevýhodami pro TPC metodou jsou citlivost na pH, teplota a reakční doba (Shahidi & Zhong, 2015).

4 Metodika

Součástí této diplomové práce bylo vypěstovat saláty v aeroponické laboratoři, kde byla část salátů živena komerčním hydroponickým roztokem a část akvaponickým roztokem. Po celou dobu kultivace salátů probíhala každodenní kontrola salátů a pěstební místnosti.

Kultivace salátů byla realizována v budově katedry veterinárních disciplín na ČZU, Praha – Suchdol. Experiment probíhal pod vedením Fakulty agrobiologie, potravinových a přírodních zdrojů, katedry kvality a bezpečnosti potravin.

4.1 Pěstování, údržba a péče o laboratoř

Tato kapitola popisuje celý průběh bezpůdní kultivace salátů v aeroponické laboratoři od předpěstování sazeniček, až po finální sklizeň úrody. Experiment probíhal celkem 63 dní, z toho 20 dní trvalo předpěstování na rockwoolových deskách. Samotné pěstování v aeroponických jednotkách probíhalo 43 dní. Pěstební místnost (laboratoř) byla denně kontrolována. U živných roztoků byly měřeny a zapisovány hodnoty pH, EC, O_2 a jejich teplota. Při vychýlení hodnot, byly jednotlivé parametry náležitě upraveny na požadovanou hodnotu. Byla kontrolována i teplota a vlhkost pěstební místnosti, všechny hodnoty byly denně zapisovány. Každá kontrola místnosti a úkony s ní spojené trvaly mezi 20–40 minutami.

4.1.1 Předpěstování sazenic

Před samotným zahájením kultivace, bylo nutné předpěstovat sazenice salátu. Jako sazenice byla vybrána odrůda římského salátu Bertolt (*Lactuca sativa* L. *var. longifolia*). Předpokládaná vegetační doba této odrůdy salátu v půdě je 75–85 dní, sklizeň byla možná pouze jednorázově.

Jako kultivační médium byly zvoleny rockwoolové desky. V deskách byly již předpřipravené dírky pro semínka salátu. Kultivace sazenic probíhala 20 dnů. Po prvních 5 dnech kultivace byly mísy s rockwoolovými deskami přesunuty pod LED světla, která měla nastavený časovač na 12 hodin zapnuto a 12 hodin vypnuto. Po zbytek dnů kultivace byly rockwoolové desky denně kontrolovány a zavlažovány destilovanou vodou. Sazenice byly pěstovány do vytvoření dostatečně velkého kořenového systému.

Po 20 dnech kultivace byly z velkých rockwoolových desek oddělovány jednotlivé saláty lámacím nožem. Každý kus salátu byl vložen do plastového pěstebního košíčku, zbytek košíčku byl vyplněn předem namočeným keramzitem. Každý košíček byl po dobu sázení salátů do košíčků vložen prozatímně do mísy s vodou kvůli zavlažování. Takto připravených salátů bylo celkem 108, 54 kusů pro výživu komerčním hydroponickým roztokem a 54 kusů s akvaponickým roztokem. Nakonec byl každý košíček vložen do aeroponické jednotky a kultivace salátů, tímto byla započata. Fotodokumentace sazenic před výsadbou do jednotlivých aeroponických jednotek je na obr. 11.

Obrázek 11 Sazeničky v rockwoolu před výsadbou do systému, sazeničky zasazené do systému (fotka autora)

4.1.2 Kontrola živných roztoků

V aeroponických jednotkách byly živné roztoky umístěny v černých plastových bednách o objemu 40 l. Roztoky se doplňovaly podle potřeby u každého systému zvlášť. Doplněné množství jednotlivých roztoků bylo zapisováno do laboratorního deníku. Systém 1 byl živen komerčním hydroponickým roztokem smícháním destilované vody a hnojiv TriPart (Flora Series®). Systém 2 byl živen vodou z akvakultury. U roztoků bylo potřeba upravovat pH, pro úpravu pH byly používány přípravky pH plus (Plagron) a pH minus (Advanced Hydroponics). V roztocích byly kontrolovány hodnoty EC, pH, rozpuštěný O_2 a jejich teplota pomocí přístroje MultiLine® IDS. Podrobnější popis jednotlivých parametrů a jejich koncentrací je uveden v kapitolách 4.1.2.1 Hydroponický roztok a 4.1.2.2 Akvaponický roztok.

4.1.2.1 Hydroponický roztok

Hydroponický roztok byl připraven smícháním 40 l destilované vody a správným množstvím hnojiva TriPart (Flora Series®) pro fázi Growing. Jednotlivé složky hnojiva a jejich množství jsou uvedeny v tabulce 4.

Tabulka 4 Dávkování jenotlivých složek hnojiva TriPart (Terra Aquatica)

TriPart Grow	1,8 ml/l
TriPart Micro	1,2 ml/l
TriPart Bloom	0,6 ml/l

V živném roztoku byly denně kontrolovány hodnoty EC, pH, rozpuštěný O_2 a teplota roztoku. Pro tyto parametry byly stanoveny rozmezí, pH 5,5 – 6; EC <1,6 dS/m a teplota roztoku do 19 °C. Rozpuštěný O_2 se nedal u hydroponického roztoku nijak ovlivnit, díky aeroponické jednotce byl dodáván dostatek O_2 rostlinám.

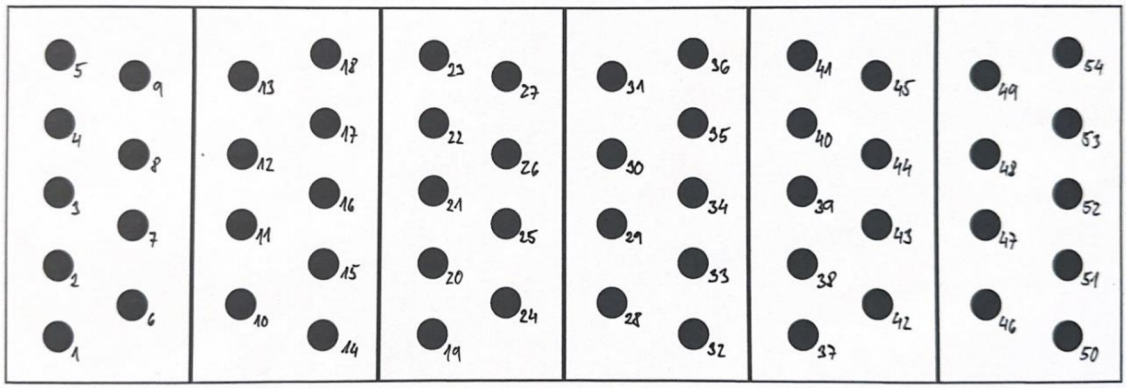
4.1.2.2 Akvaponický roztok

Akvaponický živný roztok byl připraven ze 40 l akvakulturní vody, která byla dovezena z akvaponické farmy Rybí zahrada v Lážovicích, voda byla jen ze sumečků afrických. Do akvakulturního živného roztoku bylo přidáno pouze ¾ množství jednotlivých složek hnojiva TriPart (Flora Series®) oproti roztoku hydroponickému, z důvodu ¼ koncentrace živin oproti hydroponickému živnému roztoku. Zde byly kontrolovány stejné parametry jako u hydroponického živného roztoku.

4.1.3 Kontrola salátů

Saláty byly společně s živnými roztoky kontrolovány každý den. Základními parametry byly teplota pěstební místnosti a vlhkost vzduchu. Velký vliv na teplotu pěstební místnosti měla LED panelová světla umístěná nad saláty. I přes neustále puštěnou klimatizace, byla teplota v místnosti příliš vysoká pro kultivaci salátů. Vyšší teplotu v místnosti napomáhal regulovat ochlazovač vzduchu, který zároveň sloužil jako zvlhčovač vzduchu, jinak by to mohlo být pro saláty fatální. Ochlazovač byl nastaven vždy na 18 °C se zvlhčováním vzduchu po dobu 8 hodin. LED světla nad saláty byla řízena pomocí časovače, po celou dobu kultivace salátů v režimu 12 hodin zapnuté a 12 hodin vypnuté. Při každé kontrole byly saláty zvlhčeny destilovanou vodou pomocí rozprašovače.

Po 43denním pěstování a péči o saláty bylo možné saláty sklidit (obr. 13, 14). Každá hlávka salátu byla zvážena a u každé hlávky byl spočítán počet listů, hodnoty byly zapsány. Sklizena byla pouze část, část salátů byla ponechána vystavení teplotnímu stresu. Podmínky teplotního stresu byly navozeny vypnutím klimatizace a zvlhčovače. Teplotní stres trval celkem 5 hodin, na konci bylo v pěstební místnosti 33 °C. Podle schématu (obr. 12) byly vybrány saláty pro jednotlivé analýzy.



Obrázek 12 Schéma jednotlivých salátů pro sklizeň (fotka autora)

Obrázek 13 Saláty před sklizní, vlevo s hydroponickým roztokem, vpravo s akvaponickým roztokem (fotka autora)

Obrázek 14 Kořenový systém, vlevo s hydroponickou výživou, vpravo s akvaponickou výživou (fotka autora)

4.2 Metody vyhodnocení

4.2.1 Kvalitativní vyhodnocení

4.2.1.1 Zpracování a extrakce vzorků

Jednotlivé vzorky čerstvých salátů byly ihned po sklizni zmrazeny tekutým dusíkem. Následující dny byly skladovány v mrazáku při -80 °C, než došlo na lyofilizaci takto zmrazených vzorků. Samotná lyofilizace probíhala po dobu 3 dnů. Po lyofilizaci byly vzorky homogenizovány v kulovém mlýnu MM 200 (Retsch ®) při frekvenci 25 Hz/s po dobu 1 minuty. Následně byly vzorky rozděleny do 2 ml mikrozkumavek. Následně byly vzorky na Ústavu experimentální botaniky AV ČR, v. v. i., rozváženy na analýzu antioxidační aktivity. Do 5 ml mikrozkumavek bylo naváženo 50 mg. Zastoupení vzorků bylo jak ze salátů před teplotním stresem, tak i po teplotním stresu z obou z obou živných roztoků, celkem 36 vzorků. Do každé zkumavky bylo přidáno vypočtené množství 90 % MeOH (na 50 mg vzorku 2,5 ml MeOH). Vzorky byly promíchány na vortexu a nechaly se do následujícího dne extrahovat. Po extrakci byly vzorky odstředěny pomocí centrifugy 15 min při frekvenci 4000 otáček/min.

Po odstředění byly vzorky pipetovány do mikrozkumavek o objemu 2 ml. Vzorky byly uchovávány v mrazáku při teplotě – 20 °C.

4.2.1.2 Stanovení antioxidační kapacity metodou ORAC

Nejdřív bylo připraveno 100 ml roztoku pufru K_2HPO_4 (0,7008 g) a KH_2PO_4 (0,4731 g). Dále byl připraven zásobní roztok standardu TROLOX (Sigma – Aldrich 238813-1G). Bylo naváženo 3,2 mg troloxu a rozmícháno v 1 ml DMSO (dimethyl sulfoxide, Sigma – Aldrich). Z tohoho zásobního roztoku byla připravena kalibrační řada o koncentracích 64; 32; 16; 8 a 4 µM. Poté byl připraven do mikrozkumavky o objemu 1,5 ml zásobní roztok fluoresceinu o koncentraci 480 µM smícháním 990 µl připraveného pufru a přidáním 10 µl fluoresceinu (Sigma – Aldrich 46955-250MG-F). Zásobní roztok fluoresceinu byl uchováván v chladničce mezi jednotlivými analýzami. Do tmavé fluorescenční zkumavky bylo napipetováno 9,9 ml pufru a 100 µl připraveného fluoresceinu o koncentraci 480 µM. Vzorky byly připraveny do 1,5 ml mikrozkumavek napipetováním 995 µl pufru a 5 µl vzorku s 90 % MeOH, které byly odtředěny na centrifuze. Takto připravené roztoky bylo možné napipetovat do mikrotitrační destičky jako na schématu obr. 15, 16 a 17.

M_1	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda
B	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	H2	H8	H16	H9	voda
C	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	H2	H8	H16	H9	voda
D	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	H2	H8	H16	H9	voda
E	voda	H10	H4	blank S	H20	H35	H29	blank S	H27	H33	H34	voda
F	voda	H10	H4	blank S	H20	H35	H29	blank S	H27	H33	H34	voda
G	voda	H10	H4	blank S	H20	H35	H29	blank S	H27	H33	H34	voda
H	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda

Obrázek 15 Schéma pipetování mikrotitrační destičky (fotka autora)

M_2	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda
B	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	H41	H44	H50	H38	voda
C	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	H41	H44	H50	H38	voda
D	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	H41	H44	H50	H38	voda
E	voda	H42	H40	blank S	A3	A9	A10	blank S	A2	A8	A12	voda
F	voda	H42	H40	blank S	A3	A9	A10	blank S	A2	A8	A12	voda
G	voda	H42	H40	blank S	A3	A9	A10	blank S	A2	A8	A12	voda
H	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda

Obrázek 16 Schéma pipetování mikrotitrační destičky (fotka autora)

M_3	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda
B	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	A20	A27	A33	A19	voda
C	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	A20	A27	A33	A19	voda
D	voda	trol 64	trol 32	trol 16	trol 8	trol 4	blank T	A20	A27	A33	A19	voda
E	voda	A22	A34	blank S	A37	A43	A51	blank S	A42	A45	A52	voda
F	voda	A22	A34	blank S	A37	A43	A51	blank S	A42	A45	A52	voda
G	voda	A22	A34	blank S	A37	A43	A51	blank S	A42	A45	A52	voda
H	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda	voda

Obrázek 17 Schéma pipetování mikrotitrační destičky (fotka autora)

V každé jamce byl celkový objem roztoku 200 µl. Do jamek s vodou bylo napipetováno 200 µl vody, do jamek se vzorky, standardy a blanky bylo nejdříve napipetováno 150 µl fluoresceinu, poté až 25 µl vzorku/standardu/blanku. Takto připravená mikrotitrační destička byla inkubována 30 min při 37 °C. Těsně před samotnou analýzou bylo automaticky pipetováno, do jamek se standardy a blanky, 25 µl AAPH (Sigma-Aldrich 440914-100G). Roztok AAPH byl připraven navážením 0,4149 g AAPH a přidáním 10 ml pufru. Antioxidační kapacita byla měřena za použití přístroje TECAN Infinite M Plex. Každá analýza probíhala 1 hodinu. Přístrojem byl měřen úbytek fluorescence při vlnové délce excitace 485 nm a emise 535 nm. Vzorky byly vyhodnoceny jako Trolox ekvivalent (TE) ± SD (mg TE/g sušiny).

4.2.1.3 Celkový obsah fenolických látek

Ke stanovení této metody bylo potřeba připravit 12% Na_2CO_3 rozpuštěním 12 g Na_2CO_3 v 88 ml H_2O, dále byla připravena kalibrační řada kyseliny gallové (GA) 1:1 v koncentracích 75; 37,5; 18,75; 9,375; 4,688; 2,344 a 1,172 µg/ml z pracovního roztoku přímo na mikrotitrační destičce pomocí elektronické pipety. Zvolené koncentrace byly nad limitem detekce (LOD) a kvantifikace (LOQ). Do ostatních jamek na mikrotitrační destičku bylo napipetováno 190 µl H_2O a 10 µl daného vzorku nebo 10 µl 90 % MeOH jako blank. Do všech jamek bylo následně přidáno 25 µl Folin-Ciocalteova činidla (F-C činidlo). Vzorky na mikrotitrační destičce byly umístěny na orbitalní třepačku po dobu 10 minut (200 otáček za minutu). Nakonec bylo do jamek do napipetováno 75 µl 12% Na_2CO_3. Vzorky byly ponechány inkubaci po dobu 30 minut ve tmě při teplotě 37 °C. Následně byla změřena absorbance při vlnové délce 760 nm. Vzorky byly vyhodnoceny jako GA ekvivalent ± SD (mg GA/g sušiny).

4.2.2 Senzorická analýza

Senzorické analýzy se zúčastnilo celkem 11 hodnotitelů, panel hodnotitelů se skládal ze 7 žen a 4 mužů.

Na senzorickou analýzu bylo vybráno celkem 12 hlávek salátu, 6 hlávek ze systému s hydroponickým roztokem a 6 hlávek ze systému s akvaponickým roztokem. Hlávky salátu byly sklizeny v pondělí 26. 2. 2024 v dopoledních hodinách, každý z nich byl zvážen a uskladněn v uzavíratelném sáčku s navlhčeným ubrouskem v chladničce při teplotě 5 °C po dobu 48 hodin.

Samotná senzorická analýza probíhala v senzorické laboratoři v potravinářském pavilonu ČZU. Senzorická laboratoř je vybavena individuálními boxy, které umožňují hodnotitelům klid pro hodnocení senzorických vlastností salátů. Každý hodnotitel měl za úkol porovnat 2 vzorky hlávky salátu, jeden vzorek salátu byl z hydroponického živného roztoku a druhý vzorek z akvaponického živného roztoku. Tato senzorická zkouška byla provedena na třech dvojicích vzorků salátů. Hlávky salátů k jednotlivým analýzám byly rovnoměrně rozkrájeny, aby v každém vzorku byla zastoupena, jak středová část salátu, tak i okrajová. Vzorky salátů byly označeny písmenem a číselným kódem. K neutralizaci chuti mezi jednotlivými zkouškami měli hodnotitelé k dispozici čerstvou vodu. Fotodokumentace ze senzorické analýzy je na obrázku 18.

Obrázek 18 Průběh senzorické analýzy (fotka autora)

Pro vyhodnocení párové zkoušky bylo zvoleno 11 senzorických deskriptorů (tab. 5). Senzorický panel hodnotil vzorky za pomoci 100 mm dlouhé nestrukturované stupnice, která představovala číselnou škálu 0–100 %. Každý ze senzorických deskriptorů měl vlastní stupnici. Získaná data ze tří párových zkoušek byla vyhodnocena ve statistickém programu SAS s využitím smíšeného lineárního modelu (MIXED), pro odhad byla využita metoda REML (Restricted Estimate Maximum Likelihood). Do modelové rovnice byl zvolen pevný efekt systému produkce (hydroponický roztok = 1, akvaponický roztok = 2) a náhodný efekt hodnotitele. Výsledky jsou uvedeny jako nejmenší průměrné čtverce (LSM) s příslušnou standartní chybu (SEM).

Tabulka 5 Popis senzorických atributů při senzorické analýze salátů

Senzorický deskriptor	Způsob hodnocení	Měřítko
Čerstvost	Ukazatel dávající spotřebiteli pocit čerstvosti a kvality vzorku	0 – zvadlý 100 – čerstvý
Zahnědnutí okrajů	Výskyt zahnědnutí okrajů listů ve vzorku	0 – žádné 100 – zahnědnutí okrajů listů je 100 %
Intenzita barvy	Intenzita barvy pro konzumenta	0 – světle zelená 100 – tmavě zelená
Přijatelnost vzhledu	Osobní hodnocení vzorku, jak je vzorek vzhledově přijatelný pro konzumenta	0 – nepřijatelný 100 – přijatelný
Intenzita vůně	Intenzita aroma, 5krát promnout salát v ruce a přičichnout	0 – žádná 100 – intenzivní
Počáteční křupavost	Intenzita slyšitelného křupnutí při prvním zkusu	0 – nekřupavý 100 – křupavý
Hořkost	Přítomnost hořké chuti po pár žvýknutích	0 – žádná 100 – velká
Sladkost	Přítomnost sladké chuti po pár žvýknutích	0 – žádná 100 – velká
Intenzita chuti	Výraznost chuti po pár žvýknutích	0 – žádná 100 – intenzivní
Přijatelnost chuti	Příjemnost chuti po spolknutí	0 – přijatelná 100 – nepřijatelná
Celková přijatelnost vzorku	Osobní hodnocení vzorku, jak je vzorek celkově přijatelný pro konzumenta	0 – nepřijatelná 100 – přijatelná

5 Výsledky

5.1 Ztráty při pěstování, spotřeba vody, sklizeň

V systému s hydroponickým roztokem uhynul pouze 1 kus salátu, úspěšnost kultivace salátu dosáhla 98,15 %. V druhém systému s akvaponickým roztokem uhynulo 25 kusů salátu, úspěšnost dosáhla 53,70 %. Velký počet uhynulých salátů v systému s akvaponickým roztokem, bohužel nebylo možné vysvětlit. Nelze potvrdit rohový efekt trysek, jelikož uhynuly i saláty v bezprostřední blízkosti trysek.

Podle zapisovaných hodnot do laboratorního deníku, při každodenních kontrolách laboratoře, byla celková spotřeba vody u systému s hydroponickým roztokem 177 l, v průměru na jeden salát byla spotřeba vody 3,28 l během 43 dní kultivace. Spotřeba u systému s akvaponickým roztokem byla celkem 168 l, v průměru 3,11 l na jeden salát.

Průměrná hmotnost salátové hlávky z hydroponicky živeného systému byla 171,94 g. U salátů z akvaponicky živeného roztoku byla hmotnost hlávky o něco nižší, 146,9 g. Průměrný počet listů salátu z hydroponického roztoku byl 42 a u salátu z akvaponického roztoku 30. Hmotnost salátových hlávek koreluje s počtem listů.

5.2 Antioxidační aktivita (ORAC)

U hodnocení antioxidační aktivity metodou ORAC byly provedeny 3 měření pro každý vzorek extraktu salátu. Výsledné hodnoty byly zaznamenány jako průměrné hodnoty ze všech naměřených hodnot z hydroponického živného roztoku před teplotním stresem, po teplotním stresu a z akvaponického živného roztoku před teplotním stresem a po teplotním stresu. Byl vypočítán průměr a směrodatná odchylka pro každý systém před a po teplotním stresu. Výsledky jsou uvedeny TE µM/g sušiny (tab. 6).

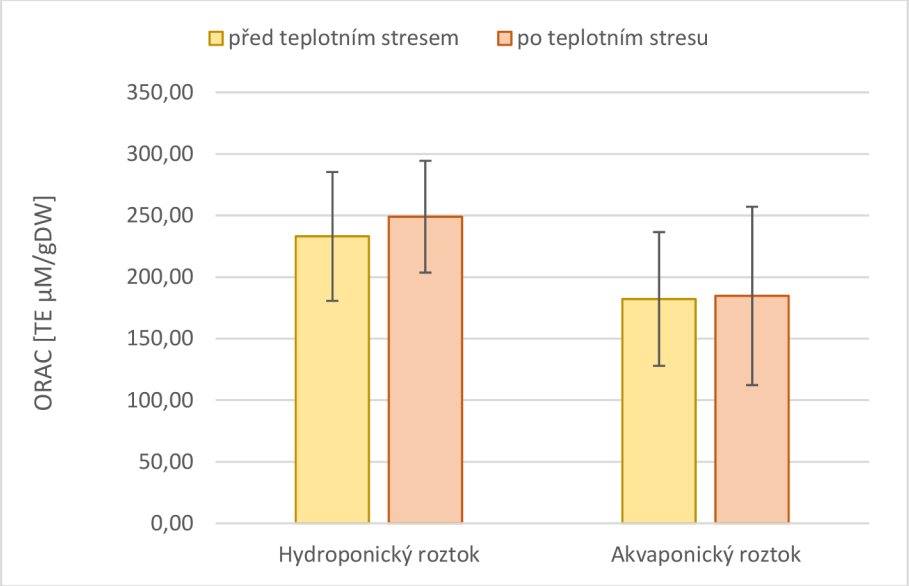
Tabulka 6 Hodnoty anitoxidační aktivity ORAC

Systém	[TE µM/g sušiny]
Hydroponický roztok před teplotním stresem	233,04 ± 52,32
Hydroponický roztok po teplotním stresu	249,07 ± 45,40
Akvaponický roztok před teplotním stresem	182,21 ± 54,32
Akvaponický roztok po teplotním stresu	184,68 ± 72,45

Při porovnání hodnot u hydroponického roztoku před a po teplotním stresu pomocí statistického testu ANOVA (jednofaktorová) nebyl zjištěn statisticky významný rozdíl (P = 0,513). Stejný trend byl zjištěn i u porovnání hodnot salátů z akvaponického roztoku před a po teplotním stresu (P = 0,939). Při porovnání, zda byl statisticky významnější rozdíl u hydroponického či akvaponického roztoku před a po teplotním stresu, tak statisticky významnější rozdíl byl pozorován u hydroponického roztoku. U srovnání hodnot antioxidační aktivity u salátů z obou systémů před teplotním stresem existuje zjevná tendence k průkaznosti statisticky významného rozdílu (P = 0,060), stejně tak u salátů z obou systémů po teplotním

stresu (P = 0,057). V grafu 1 je vidět znázornění jednotlivých hodnot, lze říct, že více antioxidačních látek se vytvořilo u salátů z hydroponického živného roztoku.

Graf 1 Porovnání hodnot ORAC obou systémů před a po teplotním stresu



5.3 Celkový obsah fenolických látek (TPC)

U hodnocení celkového obsahu fenolických látek byly provedeny 2 měření pro každý živný roztok. Výsledné hodnoty byly zaznamenány jako průměrné hodnoty ze všech hodnot z hydroponického živného roztoku před teplotním stresem, po teplotním stresu a z akvaponického živného roztoku před teplotním stresem a po teplotním stresu. Byl vypočítán průměr a směrodatná odchylka. Výsledky jsou vyjádřeny jako množství mg GAE/g sušiny (tab. 7).

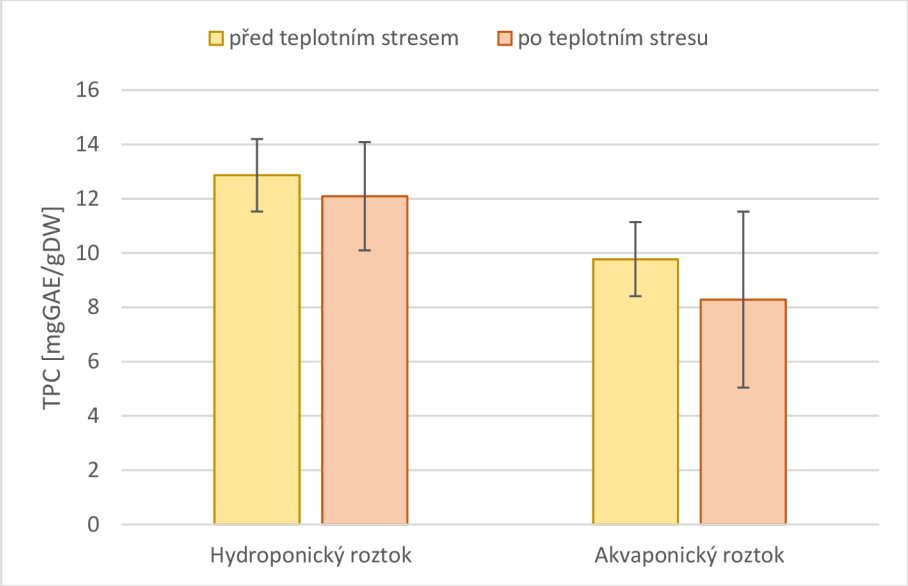
Tabulka 7 Celkový obsah fenolických látek (TPC)

Systém	[mg GAE/g sušiny]
Hydroponický roztok před teplotním stresem	12,86 ± 1,34
Hydroponický roztok po teplotním stresu	12,09 ± 1,99
Akvaponický roztok před teplotním stresem	9, 77 ± 1,37
Akvaponický roztok po teplotním stresu	8, 28 ± 3,24

Pomocí statistického testu ANOVA (jednofaktorová) byly porovnány hodnoty celkových polyfenolů před teplotním stresem z obou systémů a byl zjištěn statisticky významný rozdíl (P = 0,001). Statisticky významný rozdíl byl zjištěn i u porovnání salátů z obou systémů po teplotním stresu (P = 0,011). U porovnání hodnot hydroponického roztoku před a po teplotním stresu nebyl zjištěn statisticky významný rozdíl (P = 0,380), stejně tak u akvaponického roztoku před a po teplotním stresu (P = 0,247). Statisticky významnější rozdíl před a po teplotním stresu

byl u systému s akvaponickým roztokem. Z grafu 2 lze vyčíst, že při stanovení celkových fenolických látek dominují saláty z hydroponického živného roztoku.

Graf 2 Porovnání hodnot TPC obou systémů před a po teplotním stresu



5.4 Senzorická analýza

Vyhodnocení senzorické analýzy je uvedeno v tabulce 8.

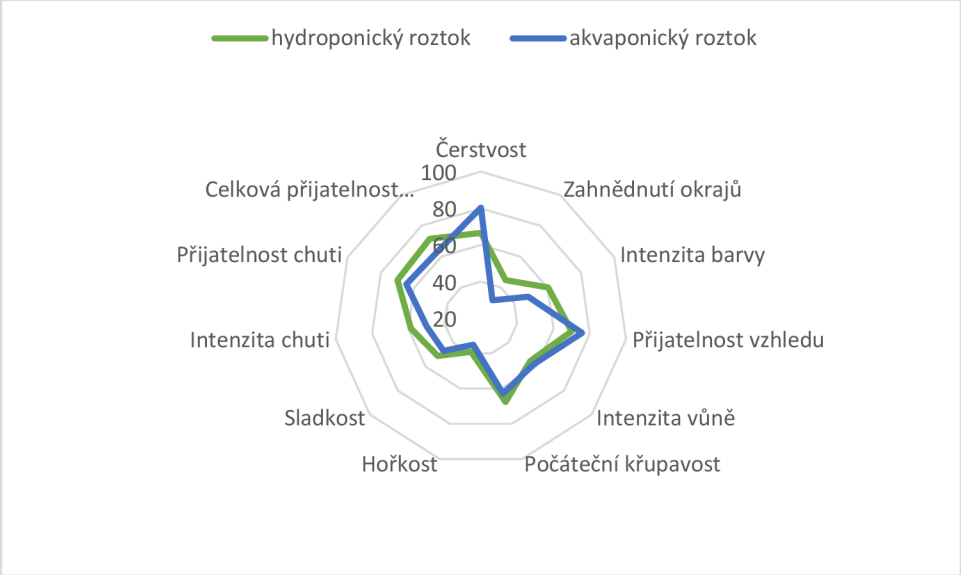
Tabulka 8 Vyhodnocení senzorické analýzy salátů

	LSM hydroponický roztok	LSM akvaponický roztok	SEM	Významnost P - value
Čerstvost	**66,61**	**80,36**	**3,02**	**0,001**
Zahnědnutí okrajů	**44,85**	**31,73**	**5,52**	**0,012**
Intenzita barvy	**60,39**	**48,45**	**4,63**	**0,016**
Přijatelnost vzhledu	70,00	75,73	3,63	0,183
Intenzita vůně	55,64	58,18	4,64	0,623
Počáteční křupavost	67,52	62,79	4,67	0,339
Hořkost	38,94	35,06	5,85	0,509
Sladkost	51,24	47,00	4,54	0,438
Intenzita chuti	58,59	49,89	4,15	0,079
Přijatelnost chuti	70,04	64,70	4,01	0,352
Celková přijatelnost vzorku	71,52	63,37	3,75	0,132

Z uvedených výsledků lze vyvodit, že deskriptory jako přijatelnost vzhledu, intenzita vůně, počáteční křupavost, hořkost, sladkost, přijatelnost chuti a celková přijatelnost vzorku nebyly prokázány statistické významné diference. U intenzity chuti existuje tendence (P = 0,079) pro vyšší (intenzivnější) hodnotu u salátů z hydroponického živného roztoku. Statisticky významné rozdíly byly prokázány pouze u charakteristik vzhledu, tedy čerstvosti, zahnědnutí okrajů a intenzity barvy. U čerstvosti byla signifikantně vyšší hodnota zjištěna u salátů z akvaponického živného roztoku. Zahnědnutí okrajů a intenzita barvy byla naopak statisticky průkazně vyšší u salátů z hydroponického živného roztoku. Po celkovém vyhodnocení výsledků senzorické analýzy pro saláty z obou živných roztoků uvedených v grafu 1 vyplývá, že kromě čerstvosti, zahnědnutí okrajů a intenzity barvy lze tvrdit, že u zbývajících deskriptorů se uplatněné produkční systémy statisticky významně nelišily v organoleptických vlastonostech pěstovaných salátů.

Hodnotitelé měli ještě jeden úkol vybrat, který vzorek preferují více. V 7 z 11 případů byl preferovanější salát z akvaponického živného roztoku, kvůli lepší chuti, vůni, barvě a jeho křupavosti.

Graf 3 Senzorické vlastnosti salátů z hydroponického a akvaponického živného roztoku



6 Diskuze

Hlavním cílem tohoto experimentu bylo pěstování salátů pomocí aeroponické jednotky, které jsou živené komerčním hydroponickým roztokem a akvaponickým roztokem. Jednou z hypotéz této práce bylo, zda bezpůdní systémy šetří spotřebu vody při pěstování. Tato hypotéza se potvrdila. U aeroponické jednotky s hydroponickým živným roztokem byla průměrná spotřeba na 1 salát 3,28 l, u druhého systému s akvaponickým živným roztokem byla dokonce nižší a to 3,11 l na jeden salát. Studie Barbosa et al., 2015 dokazuje spotřebu vody v bezpůdním typu pěstování až 10krát nižší než u konvenčního pěstování. Vědecké poznatky zdůrazňují účinnost akvaponických systémů při produkci kvalitních plodin, které šetří vodu, např. salát a rajčata, ve srovnání s tradičním zemědělstvím či hydroponií (Goddek et al., 2015).

Průměrná hmotnost salátové hlávky z hydroponického roztoku činila 171,94 g a z akvaponického roztoku 146,9 g. V porovnání se studií Kovácsné Madar et al., 2019 měla hmotnost salátů z hydroponie a akvaponie stejný trend jako u mého experimentu. S hmotností salátu úzce souvisí i počet listů. Přes nižší průměrnou hmotnost salátů z akvaponického roztoku byly saláty senzorickou analýzou hodnoceny přijatelněji.

6.1 Kvalitativní znaky

Výsledky mých analýz jsou v rozporu s experimentem Liška et al., 2023. V tomto experimentu, byly vyšší hodnoty antioxidačních látek u salátů z akvaponického živného roztoku. Metodou ORAC bylo zjištěno 221 ± 36,6 u hydroponického roztoku oproti hodnotám mé analýzy 233,04 ± 52,32 TE µM/g sušiny. U akvaponického roztoku byly hodnoty 572 ± 126,96 TE µM/g sušiny, to jsou až 3krát vyšší hodnoty než v mé analýze 182,21 ± 54,32 TE µM/g sušiny. K tomuto výstupu lze říci, že v mém experimentu byl akvaponický živný roztok dostatečně obohacen živinami pomocí hnojiv, zatímco v předchozím experimentu nikoliv. Saláty živeny akvaponickým roztokem v mém experimentu měly dostatek živin a nebyly tedy vystaveny živinovému stresu a vyšší produkci antioxidačních látek. U stanovení celkových fenolických látek byly v mé analýze hodnoty pro hydroponický roztok vyšší (12,86 ± 1,34 mg GAE/g sušiny) než u této studie (11,1 ± 2,2 mg GAE/g sušiny). Akvaponický živný roztok měl podobný trend jako u metody ORAC. V mé analýze bylo celkových fenolických látek u akvaponického roztoku 9,77 ± 1,37 mg GAE/g sušiny, to jsou výrazně nižší hodnoty oproti předchozí studii (24,9 ± 5,07 mg GAE/g sušiny). Dusičnany jsou kritickou živinou při růstu a vývoji rostlin. Ve studii (Liška M. et al., 2023)testovali obsah dusičnanů a ukázalo se, že u hydroponického roztoku byla až 15krát vyšší koncentrace než u akvaponického roztoku. To vysvětluje vyšší hodnoty antioxidačních látek u akvaponicky živených salátů.

Ve studii Alcarraz et al., 2018 pěstovali také salát (*Lactuca sativa* L.) pomocí akvaponie a hydroponie, kde ze vzorků salátů stanovili obsah celkových fenolických látek. Hodnoty z hydroponie (150,3 ± 70,3 mg GAE/g sušiny) byly oproti akvaponii nižší (156 ± 29,4 mg GAE/g sušiny). Systémy nebyly dohnojovány, tak jako můj akvaponický živný roztok. Potvrdila se tedy má hypotéza, že přidáním hnojiv i do akvaponického roztoku bude množství antioxidatičních látek nižší.

Ve studii Ibrahim, 2024 stanovovali v listovém salátu, který byl pěstován akvaponicky, celkový obsah fenolických látek. Hodnoty stanovovali během každého ročního období. Pro porovnání hodnot z jejich zimní sklizně 16,25 ± 0,01 mg GAE/g sušiny oproti mým 9,77 ± 1,37 mg GAE/g sušiny. Opět se potvrzuje lepší živinové složení mého akvaponického roztoku.

Z výsledků metod ORAC a TPC lze vyvodit, že saláty z akvaponického živného roztoku vytvářely méně antioxidačních látek při teplotním stresu. Naopak u hydroponického živného roztoku můžeme říci, že se vytvořilo více fenolických a antioxidačních látek při vystavení teplotnímu stresu. Sharma et al., 2019 tvrdí, že v podmínkách abiotického stresu rostliny vykazují zvýšenou syntézu polyfenolů, jako jsou fenolické kyseliny a flavonoidy, což jim pomáhá vyrovnat se s omezeními prostředí. Rostlinné fenolické látky hrají důležitou roli v několika fyziologických procesech, které zlepšují toleranci a adaptabilitu rostlin v neoptimálních podmínkách (Cheynier et al., 2013). V reakci na abiotické stresy se v rostlinách obvykle zvyšuje biosyntéza sekundárních metabolitů, včetně polyfenolů. Fenolické látky poskytují rostlinám skutečně vyšší odolnost vůči různým stresovým podmínkám, jako jsou těžké kovy, zasolení, sucho, teplota, pesticidy a UV záření.

Ve studii El-Nakhel et al., 2019 zjistili, že mírný živinový stres u salátů odrůdy Salanova zvýšil celkovou koncentraci fenolických látek až o 162 % ve srovnání se saláty se splněnými potřebami živin.

Z výsledků senzorické analýzy salátů vyplývá, že atributy jako přijatelnost vzhledu, intenzita vůně, počáteční křupavost, hořkost, sladkost, přijatelnost chuti a celková přijatelnost vzorku nedosáhly statistické významnosti. U intenzity chuti existuje zjevná tendence ve prospěch salátů z hydroponického živného roztoku. Statisticky průkazné rozdíly byly zjištěny pouze u čerstvosti, zahnědnutí okrajů a intenzity barvy. U čerstvosti byl statisticky průkazný rozdíl ve prospěch salátů z akvaponického živného roztoku. Zahnědnutí okrajů a intenzita barvy se ukázaly ve prospěch salátů z hydroponického živného roztoku. U zbylých deskriptorů lze tvrdit, že rozdíl v živných roztocích neovlivnil organoleptické vlastnosti salátů. Z hlediska preference hodnotitelů byly v 7 z 10 případů přijatelnější saláty z akvaponického živného roztoku. Ve studii Selma et al., 2012 provedli taktéž senzorické hodnocení salátů v bezpůdních systémech ve srovnání se saláty pěstovanými v půdě. Vizuální hodnocení salátů bylo výrazně lepší u salátů pěstovaných v bezpůdních systémech. Vizuální kvalita se při skladování po 8 dnech výrazně snižovala, saláty kultivované v půdě měly po delší době skladování výrazně lepší vizuální kvalitu. U salátů z bezpůdního pěstování bylo hlavní příčinou ztráty kvality zhoršení stavu postranních listů.

7 Závěr

- Aeroponický systém pěstování je udržitelnější formou zajištění produkce různých druhů rostlinných plodin, který vyžaduje méně vody při pěstování.
- Tato práce potvrzuje hypotézu, tvrdící, že akvaponický živný roztok napomáhá rostlinám překonávat lépe teplotní stres oproti hydroponickému živnému roztoku.
- Dostatečně hnojivy obohacený akvaponický roztok může mít nižší hodnoty antioxidačních látek oproti hydroponickému roztoku. Akvaponický roztok může mít tedy pozitivní efekt na růst rostlin, pokud je obohacen živinami.
- Rozdíl v použití živných roztoků významně neovlivnil senzorické vlastnosti salátů, avšak saláty z akvaponického živného roztoku byly hodnoceny jako preferovanější díky lepší chuti, vůni, barvě a čerstvosti.

Hypotézou do dalších experimentů by mohlo být, zda různá složení živného roztoku mají vliv na antioxidační aktivitu rostlin a obsah fenolických látek.

8 Literatura

Abd Al-Razaq, A. H., Hussien, W. A., & Mohammed, M. M. (2018). Production of potato under soilless culture. International Journal Agricultural Stat. Sci **14**:299-310.

Alcarraz, E., Flores, M., Tapia, M. L., Bustamante, A., Wacyk, J., & Escalona, V. (2018). Quality of lettuce (Lactuca sativa L.) grown in aquaponic and hydroponic systems. Acta Horticulturae, **1194**:31–38. https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2018.1194.6

Alshrouf, A. (2017). Hydroponics, aeroponic and aquaponic as compared with conventional farming. American Scientific Research Journal for Engineering, Technology and Sciences **27(1):**247–255.

Amarowicz, R., Karamać, M., & Shadidi, F. (1999). Synergistic acitivity of capelin protein hydrolysates with synthetic antioxidants in a model system. Journal of Food Lipids, **6(4)**:271–275. https://doi.org/10.1111/j.1745-4522.1999.tb00149.x

Aryal, S., Baniya, M. K., Danekhu, K., Kunwar, P., Gurung, R., & Koirala, N. (2019). Total phenolic content, flavonoid content and antioxidant potential of wild vegetables from western Nepal. Plants, **8(4)**:96. https://doi.org/10.3390/plants8040096

Athukorala, Y., Lee, K.-W., Song, C., Anh, C.-B., Shin, T.-S., Cha, Y.-J., Shadidi, F., & Jeon, Y.-J. (2003). Potential antioxidant activity of marine red alga (Grateloupia filicina) extracts. Journal of Food Lipids, **10(3)**:251–265. https://doi.org/10.1111/j.1745-4522.2003.tb00019.x

Barbosa, G., Gadelha, F., Kublik, N., Proctor, A., Reichelm, L., Weissinger, E., Wohlleb, G., & Halden, R. (2015). Comparison of land, water, and energy requirements of lettuce grown using hydroponic vs. conventional agricultural methods. International Journal of Environmental Research and Public Health, **12(6)**:6879–6891. https://doi.org/10.3390/ijerph120606879

Bardopoulou, E., Voulgari Grillas Isocon SA, M. S., Annis, A., & Rentis Greece M Lucas, A. I. (2001). Perlite based soilless culture systems: current commercial applications and prospects (Vol. **548**).

Barrett, G. E., Alexander, P. D., Robinson, J. S., & Bragg, N. C. (2016). Achieving environmentally sustainable growing media for soilless plant cultivation systems – A review. Scientia Horticulturae, **212**:220–234. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.09.030

Brechner Melissa, & Both A.J. (2013). Hydroponic Lettuce Handbook. Cornell Controlled Enviroment Agriculture.

Chang, D. C., Park, C. S., Kim, S. Y., & Lee, Y. B. (2012). Growth and tuberization of hydroponically grown potatoes. Potato Research, **55(1)**:69–81. https://doi.org/10.1007/s11540-012-9208-7

Cheynier, V., Comte, G., Davies, K. M., Lattanzio, V., & Martens, S. (2013). Plant phenolics: recent advances on their biosynthesis, genetics, and ecophysiology. Plant Physiology and Biochemistry, **72**:1–20. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2013.05.009

Dawidowicz, A. L., Wianowska, D., & Olszowy, M. (2012). On practical problems in estimation of antioxidant activity of compounds by DPPH method (Problems in estimation

of antioxidant activity). Food Chemistry, **131(3)**:1037–1043. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.09.067

Duri, L. G., El-Nakhel, C., Caporale, A. G., Ciriello, M., Graziani, G., Pannico, A., Palladino, M., Ritieni, A., De Pascale, S., Vingiani, S., Adamo, P., & Rouphael, Y. (2020). Mars regolith simulant ameliorated by compost as in situ cultivation substrate improves lettuce growth and nutritional aspects. Plants, **9(5)**:628. https://doi.org/10.3390/plants9050628

EI-Kazzaz, A. (2017). Soilless agriculture a new and advanced method for agriculture development: an introduction. Agricultural Research & Technology:Open Access Journal, **3(2)**. https://doi.org/10.19080/artoaj.2017.03.555610

El-Behairy, U. A. A. (2015). Simple substrate culture in arid lands. Soilless Culture - Use of Substrates for the Production of Quality Horticultural Crops. InTech. https://doi.org/10.5772/59628

El-Nakhel, C., Pannico, A., Kyriacou, M. C., Giordano, M., De Pascale, S., & Rouphael, Y. (2019). Macronutrient deprivation eustress elicits differential secondary metabolites in red and green-pigmented butterhead lettuce grown in a closed soilless system. Journal of the Science of Food and Agriculture, **99(15)**:6962–6972. https://doi.org/10.1002/jsfa.9985

El-Nakhel, Giordano, Pannico, Carillo, Fusco, Pascale, & Rouphael. (2019). Cultivar-specific performance and qualitative descriptors for butterhead Salanova lettuce produced in closed soilless cultivation as a candidate salad crop for human life support in space. Life, **9(3)**:61. https://doi.org/10.3390/life9030061

G. A. Boertje. (1995). Chemical and physical characteristics of pumice as a growing medium. Acta Horticulturae, 85–87.

Goddek, S., Delaide, B., Mankasingh, U., Ragnarsdottir, K., Jijakli, H., & Thorarinsdottir, R. (2015). Challenges of sustainable and commercial aquaponics. Sustainability, **7(4)**:4199–4224. https://doi.org/10.3390/su7044199

Gopinath, P., Vethamoni, P. I., & Gomathi, M. (2017). Chemical science review and letters aeroponics soilless cultivation system for vegetable crops. Chem Sci Rev Lett, **6(22)**:838–849.

Gruda, N. (2009). Do soilless culture systems have an influence on product quality of vegetables? Journal of Applied Botany and Food Quality **82**: 141-147.

Gruda, N. (2012). Current and future perspective of growing media in Europe.

Gruda N., Qaryouti M., & Leonardi Ch. (2013). Good agricultural practices for greenhouse vegetable crops : principles for Mediterranean climate areas. National Center for Agricultural Research and Extension, National Center for Agricultural Research and Extension.

Gruda, N., & Schnitzler, W. H. (2006). Holzfasersubstrate als eine torfalternative für die gemüseproduktion. Holz Als Roh - Und Werkstoff, **64(5)**:347–350. https://doi.org/10.1007/s00107-005-0067-7

Ibrahim, L. (2024). Comparative seasonal analysis of IC50, total antioxidant capacity, phenolics, and flavonoids of some vegetable plants from the aquaponics system. *Turkish* Journal of Food and Agriculture Sciences. https://doi.org/10.53663/turjfas.1420984

Karakaya, S., & Kavas, A. (1999). Antimutagenic activities of some foods. Journal of the Science of Food and Agriculture, **79(2)**:237–242. https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199902)79:2<237::AID-JSFA178>3.0.CO;2-K

Kaur, C., & Kapoor, H. C. (2001). Antioxidants in fruits and vegetables – the millennium's health. International Journal of Food Science & Technology, **36(7)**:703–725. https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2001.00513.x

Kedare, S. B., & Singh, R. P. (2011). Genesis and development of DPPH method of antioxidant assay. Journal of Food Science and Technology, ***48*(4)**:412–422. https://doi.org/10.1007/s13197-011-0251-1

Khan, F. A. (2018). A review on hydroponic greenhouse cultivation for sustainable agriculture. International Journal of Agriculture Environment and Food Sciences, **2(2)**:59–66. https://doi.org/10.31015/jaefs.18010

Kovácsné Madar, Á., Rubóczki, T., & Takácsné Hájos, M. (2019). Lettuce production in aquaponic and hydroponic systems. Acta Universitatis Sapientiae, Agriculture and Environment, **11(1)**:51–59. https://doi.org/10.2478/ausae-2019-0005

Lakhiar, I. A., Gao, J., Syed, T. N., Chandio, F. A., & Buttar, N. A. (2018). Modern plant cultivation technologies in agriculture under controlled environment: a review on aeroponics. Journal of Plant Interactions, **13(1)**:338–352. https://doi.org/10.1080/17429145.2018.1472308

Li, Q., Li, X., Tang, B., & Gu, M. (2018). Growth responses and root characteristics of lettuce grown in aeroponics, hydroponics, and substrate culture. Horticulturae, **4(4)**:35. https://doi.org/10.3390/horticulturae4040035

Liška Martin, Tůmová Veronika, Langhansová Lenka, Mercl Filip, Tejnecký Václav, Petrova Sarka, Moťková Kateřina, Bures Daniel, Petrtýl Miloslav, & Kloucek Pavel. (2023). Enhancing antioxidant properties of lettuce through nutritional deficiency in aquaponic systems with aeroponic cultivation.

Loader, C. A., Garland, J. L., Levine, L. H., Cook, K. L., Mackowiak, C. L., & Vivenzio, H. R. (1999). Direct recycling of human hygiene water into hydroponic plant growth systems. Life Support & Biosphere Science : International Journal of Earth Space, **6(2)**:141–152.

Naoya, F., Mitsuko, F., Yoshitaka, O., Sadanori, S., Shigeo, N., & Hiroshi, E. (2008). Directional blue light irradiation triggers epidermal cell elongation of abaxial side resulting in inhibition of leaf epinasty in geranium under red light condition. Scientia Horticulturae, **115(2)**:176–182. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2007.08.006

Negrão, L. D., Sousa, P. V. de L., Barradas, A. M., Brandão, A. de C. A. S., Araújo, M. A. da M., & Moreira-Arajúo, R. S. dos R. (2021). Bioactive compounds and antioxidant activity of crisphead lettuce (Lactuca sativa L.) of three different cultivation systems. Food Science and Technology, **41(2)**:365–370. https://doi.org/10.1590/fst.04120

Odeh, R., & Guy, C. L. (2017). Gardening for therapeutic people-plant interactions during long-duration space missions. Open Agriculture, **2(1)**:1–13. https://doi.org/10.1515/opag-2017-0001

Otazu V. (2010). Manual on quality seed potato production using aeroponics. https://doi.org/10.4160/9789290603924

Prior, R. L., Wu, X., & Schaich, K. (2005). Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. Journal of Agricultural and Food Chemistry, **53(10)**:4290–4302. https://doi.org/10.1021/jf0502698

Raviv, M., & Wallach, R. (2002). Substrates and their analysis. https://www.researchgate.net/publication/313419715

Rezaei Nejad, A., & Ismaili, A. (2014). Changes in growth, essential oil yield and composition of geranium (Pelargonium graveolens L.) as affected by growing media. Journal of the Science of Food and Agriculture, **94(5)**:905–910. https://doi.org/10.1002/jsfa.6334

Savvas D., Gianquinto G., Tuzel Y., & Gruda N. (2013). Good agricultural practices for greenhouse vegetable crops: principles for Mediterranean climate areas. National Center for Agricultural Research and Extension.

Savvas, D., Ntatsi, G., & Passam, H. C. (2008). Plant nutrition and physiological disorders in greenhouse grown tomato, pepper and eggplant.

Savvas, D., Patakioutas, G., Ntatsi, G., & Karras, G. (2009). Application of some systemic pesticides via the root system in substrate grown crops under conditions of complete nutrient solution recycling.

Selma, M. V., Luna, M. C., Martínez-Sánchez, A., Tudela, J. A., Beltrán, D., Baixauli, C., & Gil, M. I. (2012). Sensory quality, bioactive constituents and microbiological quality of green and red fresh-cut lettuces (Lactuca sativa L.) are influenced by soil and soilless agricultural production systems. Postharvest Biology and Technology, **63(1)**:16–24. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2011.08.002

Shahidi, F. (2000). Antioxidants in food and food antioxidants. Nahrung/Food, **44(3)**:158–163. https://doi.org/10.1002/1521-3803(20000501)44:3<158::AID-FOOD158>3.0.CO;2-L

Shahidi, F., & Zhong, Y. (2015). Measurement of antioxidant activity. Journal of Functional Foods, **18**:757–781. https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.01.047

Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. Molecules, **24(13)**:2452. https://doi.org/10.3390/molecules24132452

Souza, A. V. de, Vieira, M. R. da S., & Putti, F. F. (2018). Correlações entre compostos fenólicos e atividade antioxidante em casca e polpa de variedades de uva de mesa. Brazilian Journal of Food Technology, **21(0)**. https://doi.org/10.1590/1981-6723.10317

Woznicki, T., Møllerhagen, P. J., Heltoft, P., & Kusnierek, K. (2021). Growing potatoes (Solanum tuberosum l.) hydroponically in wood fiber—a preliminary case-study report. Agronomy, **11(7)**. https://doi.org/10.3390/agronomy11071369