

V rámci projektu EMERGE se podařilo navázat na předchozí výzkumy pražských geografů ve Vysokých Tatrách a nově bylo provedeno batymetrické mapování 9 tatranských glaciálních jezer (Šobr, Česák 2006). Od r. 2004 se pražští geografové (M. Šobr, B. Janský, Zbyněk Engel, Kristýna Falátková a další) aktivně zapojují s jihlavskou firmou Geomin (pod vedením Michala Černého) do projektů rozvojové spolupráce České republiky v Kyrgyzstánu. Hlavním cílem se stalo monitorování vysokohorských ledovcových jezer a ochrana obyvatelstva před katastrofálními následky povodní vzniklých průtržemi morénových hrází. Výzkum byl zaměřen na velehorská jezera, která případným protržením většinou nezpevněné morénové hráze mohou způsobit rozsáhlé povodně a bahnotoky (GLOF), přímo ohrožující obyvatelstvo v podhorských oblastech. Byla provedena typologie vysokohorských jezer, velmi podrobně byly studovány způsoby vzniku a vývoje le-

docových jezer, která se ukazují z hlediska potenciálního protržení hrází jako nejnebezpečnější. Ačkoli dva po sobě jdoucí úspěšné rozvojové projekty skončily, výzkum pokračuje do současnosti.

Zde našly uplatnění zkušenosti nabyté pracemi na českých jezerech. Bylo prováděno batymetrické mapování jezerních pánví za účelem zjištění objemu vody, přičemž byla využívána metodika vyvinutá při mapování českých jezer, na plošně rozsáhlém jezeru Petrova vyzkoušena i metoda s použitím echolotu se záznamem GPS pozice (obr. 8). Podrobné studium se týkalo stability a dynamiky vývoje jezerních hrází, výzkumy byly doplněny sledováním hydrologického režimu, fyzikálních vlastností akumulovaných vod, geofyzikálním průzkumem hrází, analýzou vývoje ledovcových splazů a geomorfologickým mapováním rizikových jevů v povodí jezer. Pro hydrobiologii z PřF UK bylo dovezeno několik vzorků zooplanktonu. Podařilo se navázat fungující spolupráci s místními

odborníky a vybrat modelové území v údolí Ala Arča v blízkosti hlavního města Biškeku, kde byla ve výšce 3 500 m n. m. vybudována výzkumná stanice Adygene (obr. 7) s vysokohorskou meteorologickou stanicí, která poskytuje zázemí různým vědeckým expedicím. V posledních několika letech se výzkumem ledovcových jezer a fenoménu GLOF věnuje i prof. Vít Vilímek se svými studenty.

Výzkumem jezer na území našeho státu, ale i mimo něj se postupně zabývala řada pražských geografů. Uvedený přehled prací za více než stoleté období snad opravňuje hovořit o tradičním badatelském směru na geografických pracovištích Přírodovědecké fakulty UK. Postupně se zájem rozšířil z ledovcových šumavských jezer na všechny genetické typy, včetně těch nejmladších v zatopených lomech a v posledních dekádách i těch v zahraničních velehorách.

Seznam použité literatury uvádíme na webové stránce Živy.

Tomáš Krížek

Co vše se dá dělat v mikrolitru. Od stanovení anorganických iontů k mikrobiologické analýze

V článku představujícím jednu z technik analytické chemie využívané na Přírodovědecké fakultě Univerzity Karlovy se budeme věnovat kapilární elektroforéze, která se, jak už název napovídá, odehrává v kapiláře z taveného křemene. Typický vnitřní průměr této kapiláry je 50 μm a její typická délka 50 cm. Jednoduchou matematikou můžeme zjistit, že objem prostoru uvnitř kapiláry je necelý 1 μl . Co vše se v tak malém prostoru může odehrát a k čemu to lze využít, si krátce přiblížíme na následujících řádcích.

Základní elektroforetický experiment

V průběhu elektroforetického pokusu je kapilára naplněna roztokem elektrolytu. V přístroji se nacházejí dvě nádobky s tímto elektrolytem, do nichž jsou ponořeny konce kapiláry a dvě elektrody připojené ke zdroji vysokého napětí (obr. 1 a 2). Při klasickém provedení analýzy se do jednoho konce kapiláry vpraví analyzovaný vzorek. Následně se na elektrody vloží vysoké napětí, typicky 10–30 kV, a látky iontové povahy přítomné ve vzorku se kapilárou pohybují směrem k opačně nabitým elektrodám, začnou migrovat.

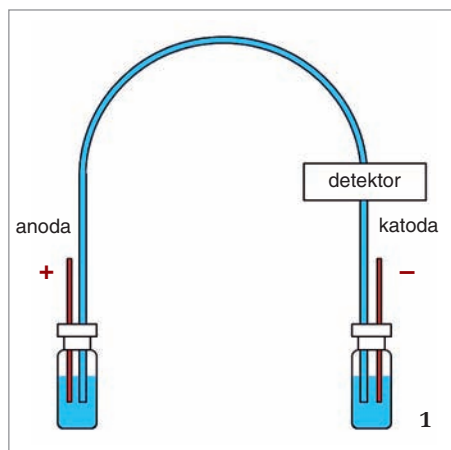
Na každý ion v kapiláře působí dvě protisměrné síly. Je to síla elektrická, pohánějící ho k opačně nabitým elektrodám, a třetí síla prostředí, která jeho pohyb zpomaluje. Elektrická síla uvádí ion do zrychleného pohybu. Jelikož třetí síla roste se zrychlujícím se pohybem iontu, v určité chvíli se

tyto síly vyrovnají a ion se nadále pohybuje konstantní rychlostí. Rychlost pohybu iontu v elektrickém poli o intenzitě 1 V/m se nazývá elektroforetická pohyblivost neboli mobilita. Není nijak překvapivé, že pohyblivost iontu je tím větší, čím větší má elektrický náboj a čím menší hydrátovaný poloměr. Díky tomu, že různé ionty mají různý poměr náboje a hydrátovaného poloměru, pohybují se při migraci v kapiláře různými rychlostmi. Je-li rozdíl v rychlosti dostatečně velký a kapilára dostatečně dlouhá, separují se do oddělených zón. Detektor umístěný poblíž výstupního konce kapiláry procházející zóny zaznamenává. Funkce detektoru je často založena na absorpci záření v ultrafialové nebo viditelné oblasti spektra, používají se ale i jiné typy detektorů na principu měření vodivosti, fluorescence nebo hmotnostních spekter. Výhodou fyzické separace

iontů při průchodu kapilárou je, že detektor pro ně nemusí poskytovat specifické signály. Jeho odezva může být pro všechny ionty stejná, jelikož je rozlišíme podle migračního času, tedy doby, která uplyne od vložení napětí do jejich průchodu detektorem. Na záznamu elektroforetické separace – elektroferogramu – podle migračního času zobrazeného vrcholu – píku – určíme, o jaký ion jde. Velikost píku odpovídá koncentraci iontu ve vzorku. Na obr. 3 a 4 vidíme elektroferogramy separace anorganických kationtů ze vzorku lidské moči a paracetamolu a 5-oxoprolinu od složek lidského krevního séra. Posledně jmenovaná separace je zajímavá z toxikologického hlediska. Při předávkování pacienta paracetamolem může docházet k acidóze, kterou způsobuje právě 5-oxoprolin, metabolit paracetamolu.

Díky tomu, že vnitřní prostředí v kapiláře lze velmi snadno zcela změnit prostým promytím kapiláry jiným roztokem, můžeme využít i dalších separačních principů než jednoduché volné migrace iontů v roztoku elektrolytu. Existuje např. kapilární gelová elektroforéza. Při ní je kapilára naplněna gelem, který omezuje pohyb velkých molekul, jako jsou bílkoviny, DNA nebo syntetické polymery. K separaci pak dochází na základě molekulové hmotnosti takové makromolekuly. Tohoto principu se využívá třeba při Sangerově metodě sekvenování DNA. Kapilární gelová elektroforéza sehrála významnou roli v projektu sekvenování lidského genomu, v rámci něhož se používaly tzv. multikapilární přístroje umožňující separaci až ve 100 kapilárách současně. Sangerova metoda je dodnes jednou z nejpoužívanějších metod sekvenování DNA.

Mezi výhody kapilární elektroforézy patří malé rozměry prostředí, ve kterém separace probíhá. Díky tomu se spotřeba vzorku na jedno dávkování pohybuje v nanolitrech. Jde také o metodu ekonomickou a šetrnou k životnímu prostředí. Roztoky základního elektrolytu jsou zpravidla vodné, bez organických rozpouštědel. Jejich spotřeba činí zhruba 1–2 ml na 10 analýz.

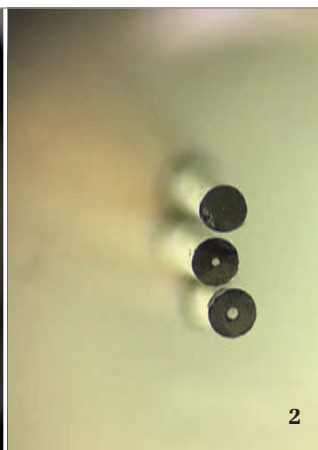
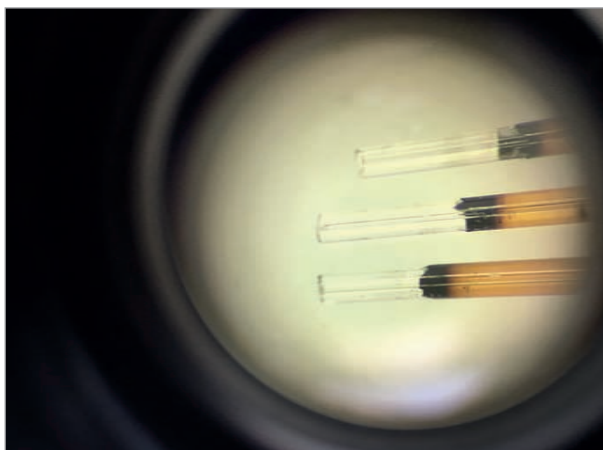


1 a 2 Základní uspořádání kapilární elektroforézy (obr. 1), elektroforetické kapiláry o vnitřním průměru 10, 50 a 75 μm (2). Kapiláry jsou potaženy hnědou vrstvou polyimidu, která zvyšuje jejich pružnost.

Kapilára jako reaktor

Neobyčejnou flexibilitu kapilární elektroforézy v kombinaci s velmi malou spotřebou materiálu lze využít k provádění enzymaticky katalyzovaných reakcí přímo v kapiláře. Kritickým krokem takového postupu je smísení enzymu a jeho substrátu. To lze samozřejmě realizovat ve vhodné nádobce ještě před dávkováním do kapiláry v režimu zvaném offline. Z reagující směsi v nádobce můžeme pak v určených časových intervalech dávkovat vzorky k analýze, zatímco zbytek směsi dál reaguje. Daleko zajímavějším postupem je však provedení reakce v režimu online, kdy jsou enzym a substrát dávkovány odděleně a k jejich promísení dochází až uvnitř kapiláry. Takový postup má řadu výhod. Jedna z nich je, že z nádobek s reaktanty spotřebujeme pro jednu reakci pouze několik nanolitů a zbývající roztoky zůstávají pro další experimenty. Druhou výhodou je vysoký stupeň automatizace, kdy lze efektivněji využít přístrojový čas a omezí se riziko chyb operátora.

Při mísení enzymu a substrátu online se využívá toho, že vnitřní průměr kapiláry je v poměru k její délce nepatrný. Vnitřní průměr odpovídá zhruba tloušťce lidského vlasu, typicky 50 μm . Vnější průměr bývá 375 μm a délka 50 cm. Kdybychom kapiláru měli převést do lépe představitelného měřítka a zvětšili ji zhruba 300krát, můžeme ji popsat jako trubici, jejíž vnitřní průměr odpovídá průměru tužkové baterie, vnější se podobá vnějšímu průměru role toaletního papíru a její délka je 150 m. V objektu takových rozměrů se některé věci dějí jinak, než jsme zvyklí. Pro mísení reaktantů je důležitá difuze, tedy pohyb částic z místa o vyšší koncentraci do místa o nižší koncentraci, která je řízena jejich nahodilým tepelným pohybem. Běžná malá molekula potřebuje asi 15 minut k tomu, aby v roztoku překonala vzdálenost 1 mm, takže difuze z jednoho konce kapiláry na druhý v podélném směru trvá hodiny. Vzdálenost 10 μm však stejná molekula překoná za 0,1 sekundy, pohyb molekul napříč kapilárou od jedné stěny k protější stěně je záležitostí velmi rychlou. Těchto vlastností se využívá při mísení reaktantů



metodou zvanou anglicky Transverse Diffusion of Laminar Flow Profiles, což lze přeložit jako příčná difuze laminárních profilů toku.

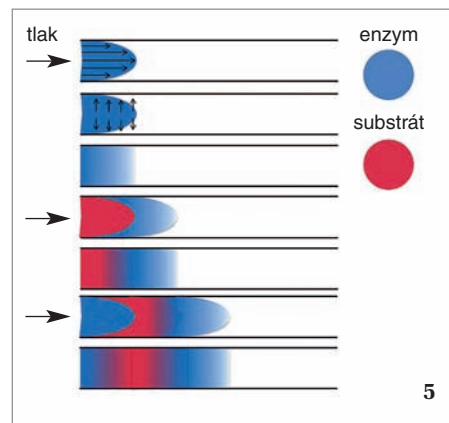
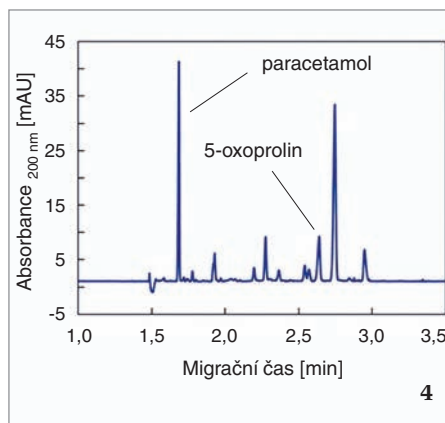
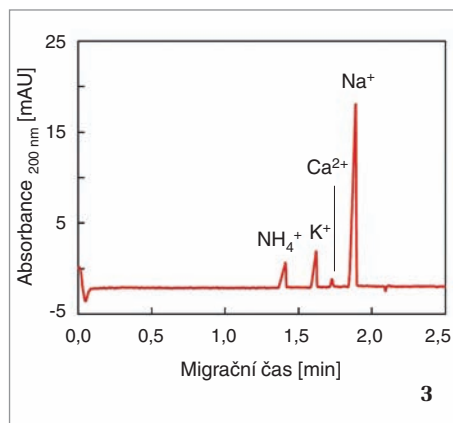
Zóny roztoků obsahujících enzym a jeho substrát jsou do kapiláry dávkovány pomocí tlaku. Díky velmi malému vnitřnímu průměru má tlakem poháněný tok kapaliny uvnitř kapiláry laminární charakter, který si můžeme představit jako pohyb vrstev kapaliny klouzajících jedna po druhé. Mezi těmito myšlenými vrstvami dochází ke tření způsobenému viskozitou roztoku. Kontakt se stěnou kapiláry brzdí pohyb vrstvy přiléhající ke stěně a díky viskozitě se brzdný účinek přenáší s ubývající silou na další vrstvy kapaliny blíže ke středu kapiláry. Tlakem poháněný tok v kapiláře má výsledně parabolický rychlostní profil. Nejrychleji se pohybuje kapalina uprostřed kapiláry a směrem ke stěnám se pohyb zpomaluje. Stejný tvar má pak i dávkovaná zóna vzorku (obr. 5). Tento tvar si ovšem zóna udržuje jen po dobu, dokud působí tlak. Jakmile působení tlaku a tím i pohyb zóny kapilárou ustane, difuze způsobí během zlomku sekundy vyrovnání koncentrací v příčném směru, zatímco v podélném směru se v poměru k délce kapiláry rozložení koncentrace prakticky nezmění. Vzniká zóna, která má v příčném směru rovnoměrnou koncentraci a v podélném směru koncentrace v přední části postupně klesá. Při provedení enzymové reakce v režimu online by touto první dávkovanou zónou mohl být roztok příslušného enzymu. Pokud nyní nadávkujeme zónu roztoku obsahujícího substrát, tato zóna se díky parabolickému profilu toku „zasune“ do zóny obsahující enzym (jak je vidět na obr. 5). Po ukončení dávkování dojde opět k velmi rychlému vyrovnání koncentrací v příčném směru. V oblasti, kde byla druhá zóna „zasunuta“ do první, se zóny obou látek v příčném směru překrývají a obě látky se vlivem příčné difuze částečně promíchají. V tom okamžiku začíná probíhat enzymová reakce. Pro lepší promíchání zón se často dávkuje ještě další zóna obsahující roztok enzymu. Díky popsaným jevům tak získáme reakční zónu s lépe promíseným enzymem a substrátem. K tomuto způsobu mísení roztoků existuje propracovaná teorie i počítačové programy, pomocí nichž můžeme simulovat výsledné koncentrační profily látek v kapiláře při různých způsobech dávkování a tím dosáhnout optimálních výsledků. Někdy se pracuje s dávkováním pěti a více zón roztoků za sebou.

Po promísení reaktantů se směs nechá přesně stanovenou dobu (jednotky minut) reagovat. Následně se mezi konce kapiláry vloží separační napětí. Díky tomu začnou zbylé substrát, enzym i vzniklé produkty reakce migrovat kapilárou různými rychlostmi a oddělí se od sebe, čímž se reakce zastaví. Po průchodu detektorem pak stanovíme množství nezreagovaného substrátu i produktů, které reakci vznikly. Z těchto hodnot lze vypočítat aktivitu enzymu.

Mezi úkoly, pro něž je popsán provedení enzymové reakce vhodné, patří hledání inhibitorů enzymů. Účinek řady léků je založen na tom, že jejich účinné látky inhibují aktivitu určitého enzymu. Při hledání takového léku se často provádí tzv. screening inhibitorů. V rámci něho se otestuje velké množství molekul, u kterých se na základě struktury předpokládá inhibiční účinek. Testování lze snadno a automatizovaně provádět právě v kapilární elektroforéze s malou spotřebou času a nákladného nebo pracně izolovaného enzymu. Jediný rozdíl spočívá v tom, že mezi zóny substrátu a enzymu se vhodným způsobem dávkuje zóna roztoku obsahujícího potenciální inhibitor. Aktivita enzymu změřená v přítomnosti inhibitoru se porovná se slepým pokusem, v němž se mezi enzym a substrát dávkuje zóna roztoku bez inhibitoru. Míra snížení aktivity enzymu pak odpovídá inhibičnímu účinku testované látky. Tímto způsobem jsme v naší laboratoři zjišťovali účinek flavonoidů na aktivitu α -amylázy – enzymu štěpícího v tenkém střevě škrob na kratší oligosacharidy. Předpokládá se, že při podání přípravku obsahujícího flavonoidy spolu s jídlem by mohlo dojít k částečné inhibici α -amylázy a tím k potlačení hyperglykemických stavů po jídle u lidí trpících diabetem.

Setkání molekul v kapiláře

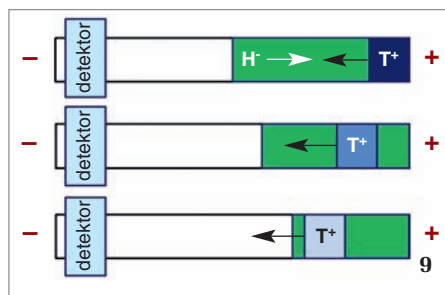
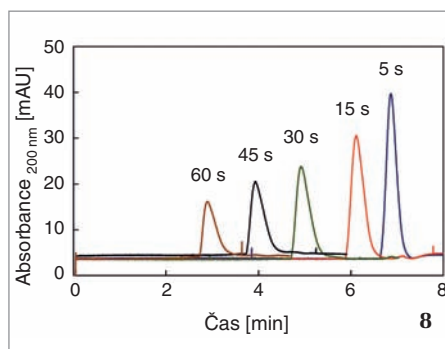
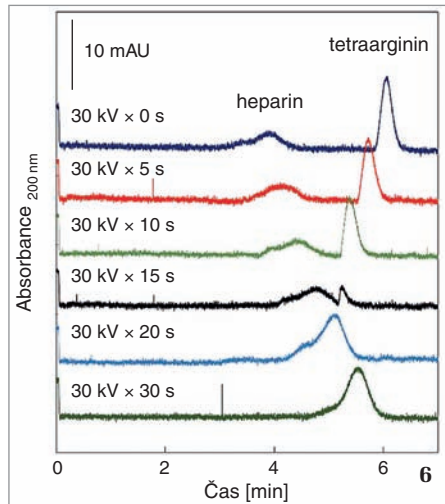
Elektroforetickou kapilárou lze využít nejen k provádění chemických reakcí, ale i ke studiu mezimolekulových interakcí. Tyto interakce mohou pak zpětně nalézt uplatnění v analytické chemii. Výše popsaná difuze přitom není jediným způsobem, jak uvést interagující látky do kontaktu. Poměrně jednoduchou formou studia interakcí molekul je experiment, při němž se jedna látka (A) přidá do roztoku základního elektrolytu, kterým je naplněna kapilára. Druhá látka (B) se dávkuje jako vzorek. Díky interakci s látkou A, přítomnou v roztoku v celé délce kapiláry, se změní pohyblivost látky B v kapiláře. Z toho, jak se



s rostoucí koncentrací látky A mění pohyblivost látky B, lze stanovit konstantu stability jejich komplexu nebo poměr, v jakém se na tvorbě komplexu podílejí.

Zajímavější jsou však experimenty, při kterých se do kapiláry dávkuje obě interagující látky odděleně. Jsou-li dvě látky, které spolu interagují, opačně nabitě, můžeme jejich promíchání zajistit jednoduše vložením napětí mezi konce kapiláry. Toho jsme v naší laboratoři využili při studiu interakce heparinu s tetraargininem. Heparin je jedním z nejstarších léků, které se stále ještě používají v klinické praxi. Slouží ke snížení srážlivosti krve, hrozí však riziko předávkování, takže se jeho hladina musí u pacientů průběžně sledovat. Jde o polysacharid, jenž ve své molekule obsahuje velké množství záporně nabitých skupin a v elektroforéze tedy migruje poměrně rychle směrem k anodě. Záporně nabitý heparin silně interaguje s kladně nabitými peptidy. Jedním z nich je protamin, který se v klinické praxi používá k regulaci protisrážlivého účinku heparinu. V rámci studie, o které bude řeč dále, byl využit jiný kladně nabitý peptid tetraarginin. Ten s heparinem reaguje rovněž velmi silně, zároveň má jednodušší a lépe definovanou strukturu než protamin, takže poskytuje reprodukovatelnější výsledky.

Při studiích s elektroforetickým mísením interagujících látek opačného náboje lze postupovat několika způsoby. V každém případě musíme dávkovat zóny ve správném pořadí, aby jejich migrace po vložení napětí směřovala proti sobě a nikoli od sebe. Jednou možností je dávkovat zóny obou látek do kapiláry přímo za sebou. V jiných případech bývá výhodnější vložit mezi ně zónu roztoku základního elektrolytu, aby spolu nebyly v kontaktu hned od začátku experimentu. Třetí možnost spočívá v dávkování obou látek z opačných konců kapiláry. Tím se prakticky vyloučí riziko vzájemné kontaminace jejich roztoků v zásobních nádobkách. V našem případě jsme při prvním experimentu nadávkovali zónu obsahující heparin, dlouhou zónu roztoku základního elektrolytu a na závěr zónu roztoku tetraargininu. Následně jsme na určenou dobu vložili napětí, které rozpohybovalo obě zóny proti sobě. Po vypnutí napětí byla nádobka na vstupním konci kapiláry natlakována, aby se všechny zóny přítomné v kapiláře rozpohybovaly směrem k detektoru a mohly tak být zaznamenány. Tímto způsobem si můžeme zobrazit děje probíhající v kapiláře. Záznam odezvy detektoru a schéma odpovídajících dějů v kapiláře ukazují obr. 6 a 7.



Je patrné, že čím déle vkládáme napětí, tím více se k sobě zóny heparinu a tetraargininu přibližují. Při vložení napětí na dobu 15 sekund dochází k první interakci mezi oběma látkami. Při delším trvání vložení napětí se objevuje komplex obou látek, který má celkově záporný náboj, a proto se pohybuje ve směru, jímž se původně pohyboval heparin. Díky přítomnosti tetraargininu však tento komplex poskytuje výrazně silnější odezvu detektoru než původní zóna heparinu. Tímto relativně jednoduchým experimentem jsme zjistili, že

3 a 4 Elektroferogramy z analytických aplikací kapilární elektroforézy. Separace anorganických kationtů ze vzorku moči (obr. 3). Separace paracetamolu a jeho metabolitu 5-oxoproline ze vzorku krevního séra (4); AU – arbitrary unit

5 Princip mísení reaktantů v kapiláře metodou příčné difuze laminárních profilů toku. Dávkování jednotlivých zón tlakem vede k jejich parabolickému profilu. Když tlak přestane působit, rychlou difuzí dojde v příčném směru k jejich promísení.

6 a 7 Sledování interakce heparinu s tetraargininem v kapilární elektroforéze. Záznam odezvy detektoru (obr. 6) a schematické znázornění probíhajících dějů (7). H⁺ značí heparin, T⁺ tetraarginin a K⁻ jejich komplex. Blíže v textu

8 a 9 Zmenšení odezvy tetraargininu v závislosti na době průchodu zónou obsahující nízké koncentrace heparinu (obr. 8). Schematické zobrazení průběhu experimentu (9).

Všechny orig. a foto T. Křížek

interakce obou látek je okamžitá a vzniklý komplex nese záporný elektrický náboj. Popsaná interakce má díky rychlosti vzniku komplexu a obrácenému směru jeho migrace oproti tetraargininu také zajímavé analytické využití, které vysvětlíme dále.

Heparin poskytuje velmi slabou odezvu detektoru (obr. 6 a 7), takže jeho přímé stanovení kapilární elektroforézou je omezeno na roztoky o vysokých koncentracích. Signál na obrázku odpovídá koncentraci 1 000 mg/l. Hladina heparinu v krvi pacientů se však pohybuje v řádu jednotek až desítek mg/l. Právě interakcí heparinu

s tetraargininem lze dosáhnout výrazně citlivější detekce heparinu. V našem dalším experimentu dávujeme nejprve relativně dlouhou zónu vzorku obsahujícího heparin v nízké koncentraci, řádově jednotky mg/l. Za zónu heparinu dávujeme krátkou zónu tetraargininu o koncentraci 1 000 mg/l, který poskytuje výraznou odezvu detektoru. Následně vložíme napětí, díky němuž se zóny obou látek rozpohybují proti sobě. Jak tetraarginin prochází zónou s nízkou koncentrací heparinu, dochází ke vzniku komplexu, pohybujícího se na opačnou stranu než tetraarginin. Ze zóny migrující kapilárou tak tetraarginin postupně ubývá, jak je odnášen ve formě komplexu. Jelikož jeho koncentrace je asi o dva řády vyšší než koncentrace heparinu, nepozorujeme vznikající komplex, jak tomu bylo na obr. 6 a 7. Komplex vzniká postupně v malé koncentraci, a proto není na záznamu patrný. Co však vidíme zřetelně, je zmenšování velikosti odezvy tetraargininu (obr. 8 a 9). Signál se postupně zmenšuje podle toho, jak dlouho migroval zónou heparinu, než bylo vypnuto napětí. I v tomto případě byly zóny detekovány po vypnutí napětí prostřednictvím natlakování vstupní nádoby se základním elek-

trolytem, čímž byly vypuzeny k detektoru. Z analytického hlediska je zajímavější fakt, že velikost signálu tetraargininu na konci pokusu se lineárně zmenšuje s rostoucí koncentrací heparinu v dávkovaném vzorku. Pomocí této metody tak dokážeme stanovit koncentrace heparinu v řádu jednotek mg/l, byť nejsme schopni vidět přímo odezvu heparinu v detektoru.

Ve službách biologie

Na vnějším povrchu membrán a buněčných stěn mikroorganismů se nacházejí funkční skupiny (karboxylové, fosfátové, aminové), které se za vhodných podmínek ionizují a propůjčují jim elektroforetickou pohyblivost. Různé druhy virů, bakterií nebo kvasinek vykazují odlišnou pohyblivost, a proto mohou být separovány a kvantifikovány. Během několika minut tak lze získat informace, které tradičním způsobem vyžadují několikadenní kultivaci. Proces separace může probíhat i s živými buňkami. Ze směsi mikroorganismů pak můžeme získat frakce s živými buňkami jednotlivých druhů. Pro jiné studie lze určit poměr živých a mrtvých buněk ve vzorku, protože jejich pohyblivost se výrazně liší. Stejně tak se mění

pohyblivost buněk v různých stádiích vývoje, což otevírá dveře dalšímu využití kapilární elektroforézy v biologii nebo medicíně.

Závěrem

Kapilární elektroforéza nabízí díky jednoduchosti experimentálního uspořádání a miniaturním rozměrům prostředí, ve kterém se vše odehrává, nepřehledné možnosti. Zóny látek v kapiláře se dají rozpohybovat pomocí tlaku či elektrického pole. Látky můžeme mísit buď difuzí, nebo elektroforetickou migrací. Oddělovat je od sebe lze na základě migrace ve volném roztoku, migrace ovlivněné prostředím gelu i dalších principů, které nebyly zmíněny, jako je hydrofobní interakce nebo tvorba inkluzních komplexů. V tomto článku byly nastíněny pouze některé z možností, zdaleka nejde o vyčerpávající přehled aplikací, které kapilární elektroforéza nabízí a bude nabízet v budoucnu.

Práce vznikla za podpory Univerzity Karlovy, projektu UNCE/SCI/014.

Použitou literaturu najdete na webové stránce Živy.

Lubomír Hrouda, Tomáš Procházka

Botanická zahrada PŘF UK Na Slupi – 120 let od kolaudace

Univerzitní botanická zahrada byla do lokality Na Slupi přemístěna v r. 1898 z původní smíchovské lokality u Vltavy, která silně utrpěla katastrofální povodní r. 1890. Přenos rostlin skončil kolaudací v r. 1900. Při 100letém výročí Přírodovědecké fakulty Univerzity Karlovy v r. 2020 tedy uplyne 120 let od úplného otevření Botanické zahrady. O její historii podrobněji pojednává článek na str. LXV–LXVI kulérové přílohy této Živy, představuje i vydané publikace o Botanické zahradě, systém informačních tabulí a plány do budoucna. Zde přiblížíme současný stav zahrady a zvláště inovace v expozicích skleníků i venkovní části, k nimž došlo v nedávné době a představují změny oproti poslednímu Průvodci po Botanické zahradě, vydanému v r. 2015.

Skleníkové expozice

Skleníky doznaly za posledních několik let výrazných koncepčních změn. Dřívější spíše systematické, případně čistě estetické uspořádání je postupně nahrazováno geografickým konceptem. Botanická zahrada v tomto systému spatřuje přidatnou hodnotu nejen pro studenty fakulty, ale i běžné návštěvníky – jednotlivé expozice jsou pak poměrně komplexním nahlédnutím do exotických krajů. Zaměření na určitou omezenou biogeografickou oblast má i praktické důsledky pro pečující zahradníky, neboť vybrané rostliny sesazené společně mají podobné nároky.

• Staré evoluční skupiny

Vstupní skleníková hala, které dominují nejméně 120 let staré cykasy indický (*Cycas circinalis*) a bezzubý (*C. edentata*), byla dříve doplněna vcelku nahodilou směsí podrostových rostlin a palem. V předjaří 2018 zde byla vytvořena expozice zaměřená na fylogeneticky starobylé skupiny rostlin, především nahosemenné, kapradorosty a mechorosty. Byla vysazena řada nově získaných druhů – stromové kapradiny rodů *Cyathea* a *Dicksonia*, plavuně, a rostliny z původně subtropické sekce – *Wollemia*, damarůň (*Agathis*), blahočet (*Araucaria*, obr. 1). Část vpravo a vlevo



1 Vstupní, původně cykasový a palmový skleník zahrnuje nově expozici všech fylogeneticky starobylých skupin, tedy kapradorostů a tropických nahosemenných. Dominantou jsou 120 let staré původní cykasy, na snímku ale vidíme zadní pasáž s epifytickými a terestrickými druhy kapradin a plavuní (moniliofyty) a mechorostů. Foto A. Procházková

ihned po vstupu je nyní věnována pouze cykasotvarým (*Cycadales*), včetně rodů *Stangeria* nebo *Bowenia*, nejstarší evropské cykasy tedy dostaly odpovídající prostor a kontext, kde mohou vyniknout. Celý skleník byl prostorově oddělen od zbytku tropické expozice a byly zde zajištěny odlišné, vhodnější růstové podmínky, především teplota a vlhkost.

• Sukulentní expozice

I ty prošly v posledních letech výraznými změnami (první zásadní reorganizace však