

四、結果與討論

4.1 電化學微晶片效能測試

兒茶酚胺類的神經傳導物質，具有容易傳遞電子、無須施加過大催化電位即可測得明顯催化電流值的特性，故多被選用為測試電化學晶片效能的標準物質。而本實驗選用兒茶酚胺類神經傳導物質中的多巴胺(dopamine, DA)與兒茶酚(catechol, CA)做為測試晶片效能之標準品。此類分析物之分子結構式與銅電極之電子催化過程如圖 4-1、4-2[99]所示。

4.1.1 以流體動力伏安法選定兒茶酚胺類化合物之偵測電位

由圖 4-3 所示，可以發現在 0 V 以上的電位均能對多巴胺、兒茶酚此兩種分析物產生明顯的催化電流值，並於 0.0 V 以及 0.2 V 處形成兩個高峰，推論可能分別是電極表面分別生成一價銅與二價銅所造成之氧化電流。而催化電位到了 0.3 V 以上，可能在電極上已經形成鈍化的氧化膜，造成電極的催化面積降低而使得訊號值下降，故考量實驗的訊號再現性，不選擇訊號最大但可能影響電極壽命的 0.2 V，而選擇次大的 0.0 V 做為本實驗的催化電位。

4.1.2 添加 SDS 對微晶片電滲流穩定性之影響

由於 PDMS 微晶片表面為疏水性的 Si-CH₃ 官能基，並不易令其表面帶有電荷，其電滲流驅動力可能是流道表面吸附一些疏水性的陰離子所形成 [100]，而此電滲流較玻璃晶片為小且不穩定 [101,102]，故現階段大多以表面修飾的方式來提高 PDMS 微晶片的電滲流穩定度。

表面修飾的方式有動態塗佈修飾(dynamic modification)[103,104]、共價修飾(covalent modification)[104,105]、電漿處理[33-35](plasma treatment)等方式。其中又以動態塗佈最為簡便，其作法是在緩衝溶液中添加臨界微胞濃度(critical micellar concentration, CMC)以下的界面活性劑或是聚電解質

(polyelectrolyte)，利用界面活性劑或聚電解質的疏水性尾端吸附於 PDMS 微晶片表面，而具有離子性質的頭端則與緩衝溶液接觸，進而改變微流道內壁的電性與表面電荷密度，即可達到修飾的效果。

由於本實驗採取空氣電漿反應處理的晶片貼合方式，可於 PDMS 表面形成親水性 OH 基並提高電滲流速度，但此修飾方式會隨著時間的延長而逐漸出現老化現象，最終流道表面會逐漸恢復至疏水性質(hydrophobicity recovery) [107,108]。

為進一步維持 PDMS 微晶片電滲流的穩定性，本實驗再添加 0.8 mM 的陰離子型界面活性劑——十二烷基硫酸鈉(sodium dodecyl sulfate, SDS)於緩衝溶液中，並以中性分析物兒茶酚做為電滲流標記物(EOF marker)，每間隔一小時測量其遷移時間，以評估電滲流的快慢和穩定與否。如圖 4-4 所示，未添加 SDS 的電滲流速度在前二個小時中有逐漸下降的趨勢，但是並不如預期中的明顯，推測應該是因為具有極性的緩衝溶液減緩了流道表面 OH 基的消失速率所致[26,107]。而第三個小時所測得之電滲流速度略微上升，可能是 PDMS 晶片流道表面電荷密度不穩定所引起的誤差，於 3 小時中的電滲流速度標準偏差為 2.4 %。而添加了 0.8 mM SDS 後，由圖 4-5 發現，在三個小時之內，電滲流的表現都相當的穩定，電滲流速度標準偏差為 1.0 %，明顯優於未添加 SDS 之對照組。此外，氧化電流值也較未添加 SDS 前增加了 112 %。推測可能是界面活性劑提高了工作電極與分析物的作用時間，而使得訊號增強。但是至第三小時後，其訊號值已經開始下降，推測可能是銅電極表面已經逐漸毒化所致。以上參數對電滲流與兒茶酚訊號值的影響結果整理於表 4-1。

由上述現象來看，添加 SDS 確實對實驗穩定度有一定的幫助，但考量到添加過大 SDS 濃度會提高分離電流而易導致阻斷器處生成氣泡的問題，故本實驗只選用 0.8 mM SDS 濃度做為添加劑來進行其後之實驗。

4.1.3 分離電場之對電泳分析之影響

如圖 4-6 所示，隨著分離電壓的上昇，分析物遷移時間也跟著減短。當分離電壓提高至 250 V/cm 時，帶正電之多巴胺可於 17.8 秒，而中性之兒茶酚於 23.4 秒就抵達工作電極處而出現訊號，但是若再提高分離電壓，易使

得阻斷器處電解產生氫氣的速度過快而導致流道堵塞，氫氣氣泡堵塞流道之照片如圖 4-7 所示。

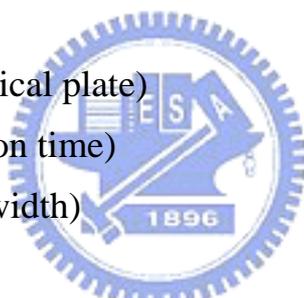
分離電場會同時影響到分析物之遷移時間與訊號半高寬。在越強之分離電場下，遷移時間與訊號半高寬越短，此二參數對理論板數之影響如式(6)所示。遷移時間與理論板數為正相關，而訊號半高寬與理論板數為負相關。故越強之電場未必能使理論板數增加，必須視實際計算後之結果而定。本實驗中以電場強度 100 V/cm 能得到最大之理論板數。但考量到分離時間不宜過長以及為維持實驗的穩定與基線的平穩，本實驗選擇理論板數第二高的 150 V/cm 做為分離電壓以維持穩定的分離環境。而分離電壓對理論板數的影響結果整理於表 4-2。

$$N = 16 \left(\frac{t_R}{W} \right)^2 \quad (6)$$

N：理論板數(theoretical plate)

t_R ；遷移時間(retention time)

W；訊號寬度(peak width)



4.1.4 不同注射長度對電泳分析之影響

由於本實驗所使用的雙 T 注射長度設計，最多可有 3 種長度變化，分別為 300、550、800 μm 此三種長度，由圖 4-8 可看出隨著注射長度的增加，訊號值也相對提高。而值得注意的是當注射長度增加時，訊號寬度卻沒有明顯變寬之趨勢，雖然出現因為樣品注射區段較長而使得理論板數略微下降的情形，但因管柱內電極擺設方式會因分析物流經電極時間較短，使得催化反應時間不夠而偵測極限略低於管柱末方式，故從此角度來考量，本實驗仍選用訊號最大的 800 μm 做為注射長度，以其獲得最佳的偵測極限。而不同注射長度對應之多巴胺、兒茶酚板數變化與訊號大小變化整理於表 4-3。

4.1.5 兒茶酚胺類化合物濃度校正曲線

本實驗濃度校正曲線如圖 4-9 所示，其濃度線性區間為 10 μM ~1000 μM ，而偵測極限(limit of detection, LOD)值分別為 2.8 μM (多巴胺)、9.8 μM (兒茶酚)。本實驗工作電極因為採尿管柱內的擺設方式，故分析物流過工作電極上方之時間較短，故有部份分析物可能尚未與工作電極反應便流過電極，所以偵測極限較一般管柱末電極擺設方式略高[86,109]，但是也正因分析物流過工作電極時間短，故能得到相當尖銳且幾乎無拖尾現象(tailing)的訊號，理論板數(N/m)最高可達 133,000(多巴胺)與 160,000(兒茶酚)。一般管柱末方式文獻中同分析物之理論板數約只有本實驗 1/5 ~ 1/10，故此簡易式電極擺設方式可確實改善管柱末訊號拖尾、以及因電極對位不易而導致再現性不佳等缺點。

本實驗在灌模製作微晶片時，是採取將阻斷器與工作電極放置於矽晶圓模版突出之佈局(patten)上方，當微晶片脫模時，阻斷器與工作電極和微流道交會之處會暴露出固定面積，使得每一片微晶片工作電極之催化面積大小較管柱末方式固定，也因此提高了訊號大小的再現性。此外，由於本實驗作法是屬於完全密封的方式，可避免傳統的管柱內可能會由工作電極流道(working electrode channel)處產生樣品滲漏的問題，而一旦出現滲漏之情形，最直接之現象便是訊號產生拖尾或是樣品區帶變寬之現象，相反地，由多巴胺與兒茶酚之對稱波形，也證實了本實驗此設計的優良密閉性。圖 4-10 為傳統管柱內擺設方式之可能滲漏之處與其相對應之訊號[75,91]。

4.2 微晶片電泳檢測醣類之應用

本實驗使用直徑 200 μm 的銅線做為工作電極並配合管柱內方式來進行醣類的安培法分析。而在分析物選擇上，本實驗選用市售飲料中最常見的甜味來源——蔗糖(sucrose)與果糖(fructose)做為分析物，利用標準品找出最佳分離條件並製作濃度校正曲線，進一步與真實樣品所測得之訊號做一比對後，推算出真實樣品中醣類含量與標準添加之回收率。而蔗糖與果糖之分子結構式如圖 4-11 所示。

4.2.1 以流體動力伏安法選定醣類偵測電位

由圖 4-12 可以看出兩種醣類均要在 0.4 V 以上的催化電位才有比較明顯的氧化電流出現，而隨著工作電位的增加，氧化電流值也快速成長，到了 0.6 V 為最大值，但是在 0.6 V 以上的電位訊號卻開始減小，推測原因應是銅電極表面於強鹼環境下形成不溶性的氫氧化銅或是遭受醣類氧化物的毒化，使得工作電極表面上可催化分析物的活性面積減少，故氧化電流也逐漸減小。為免電極壽命過短進而影響到實驗的再現性，本實驗選擇訊號大小較穩定的 0.6 V 做為工作電極之電位。

4.2.2 添加硼酸根離子對醣類電泳分析之影響

添加硼酸根離子主要是希望可以利用醣類的 OH 基與硼原子形成共價的配位鍵，利用醣類彼此之間的錯合能力差異來提高分離效率[80,91]，但此法應用於具長直碳鏈結構的碳水化合物，如醣醇分子可利用反式與順式的差異性來對硼離子形成不同程度的錯合，對改善解析度效果較佳[80]，

但應用於本實驗中具有環狀 OH 基結構的六碳醣，提升解析度之效果並不明顯。由圖 4-13 可看出添加 10 mM 硼酸根離子前後，均只測得一訊號，推測可能是因為此二種醣類的立體結構都可以與硼離子形成良好的錯合物，導致帶負電程度相近，並使得遷移時間延後了相同程度，而無法有效提高解析度。

4.2.3 NaOH 濃度對醣類電泳分析之影響

由於醣類分子於水溶液中均呈中性，其 pKa 值多在 12 以上，一般的毛細管區帶電泳並無法將其分離。若不採取衍生方式使得醣類分子彼此具有不同的電泳淌度[115, 117]，就必須使用強鹼性的環境來使得醣類解離而帶電，但是一般常用之緩衝溶液 pH 範圍均無法達到 12 以上，為使醣類分子解離，本實驗選用濃度為 10 mM 以上之 NaOH 電解質做為電泳分離的介質，而各醣類 pKa 值見表 4-4。實驗使用的 NaOH 濃度由 10 mM 逐步提高

至 25 mM。如圖 4-14 所示，隨著 NaOH 濃度的提高，分析物的解析度也隨之提高，而濃度對兩種醣類解析度之影響如圖 4-15 所示。在 NaOH 濃度只有 10 mM 時，兩種醣類均為中性，其訊號完全重疊無法分離。但 NaOH 濃度為 15mM 時，已經可以看出有兩個分析物訊號，其解析度為 0.58，但是仍未達到背景解析度，而將 NaOH 濃度提高至 20 mM 後，可以看到兩分析物訊號已接近背景解析度，其解析度為 0.90。而將 NaOH 濃度提高至 25 mM 後，雖然分析物解析度可繼續提高至 2.40，但是因為過高電解質濃度導致分離電流的增加，使得阻斷器生成氫氣的速度過快，導致基線開始不穩定以及出現氣泡流經工作電極所產生的尖銳雜訊，更嚴重的情況甚至會斷電流而使得分離中止。故為了維持管柱內此作法的穩定性，本實驗只採用恰可將分析物分離的 20 mM NaOH 來繼續進行實驗參數的探討。

4.2.4 添加銅離子之影響

銅電極催化醣類的機制目前仍未有定論[88]，但是根據文獻推測為銅電極於 0.5V 以上的催化電位，其表面產生容易抓取電子之三價銅離子或是 $\text{CuO}(\text{OH})$ 而將醣類氧化成酸[86,114]。若將分離環境中添加些許二價銅離子，可以提高工作電極表面附近的三價銅離子的穩定性[86]，進而提高電極的靈敏度。故本實驗藉由添加 CuSO_4 與否來進行比較，如圖 4-16 所示，於電解質中添加了 50 μM CuSO_4 後，蔗糖訊號提高了 2.7 倍，果糖訊號提高了 1.9 倍，對於靈敏度確實具有明顯提高的效果。但因銅離子於高 pH 值環境中，易生成不溶性的氫氧化銅沉澱，而在本實驗條件下(20 mM NaOH)，銅離子濃度若高於 50 μM ，便會生成暗紅色沉澱，故只選用此濃度做為分析條件之一。

4.2.5 分離電場對醣類電泳分析之影響

由圖 4-17 中可觀察到分離電場的提高，二種醣類的遷移時間也隨之縮短，若由電極壽命觀點考量，越短的遷移時間應該是有著正面的影響，一方面可節省每次分離的時間，以更為突顯微晶片電泳之優點，另一方面則是減少每次分離時，施加高氧化電位於銅電極上的時間。由於銅電極處於

強鹼性的環境之中，每當施加高氧化電位於其上時，都會漸漸於電極表面形成惰性的氧化膜而導致電極的毒化。若能減少每次分離的時間，相對地，就能延長銅電極的使用壽命。但是受限於本實驗已選用濃度 20 mM 的 NaOH 電解質做為分離介質，故於此濃度下，本實驗能改變的分離電場只能有 50、75 以及 100 V/cm 此三種變化，更高的分離電場將導致實驗的不穩定，而從電極壽命與實驗穩定的角度來看，本實驗選擇遷移時間第二快且可長時間保持基線平穩的 75V/cm 此電場做為最佳分離電場。而各分離電場對兩種醣類理論板數之影響整理於表 4-5 中。

4.2.6 醣類化合物濃度校正曲線

以最佳分離條件所得之蔗糖與果糖之濃度校正曲線如圖 4-18、4-19 所示，其濃度線性範圍均為 50~2000 μM ，偵測極限值分別為蔗糖 24 μM 與果糖 37 μM 。與 4.1 節中的兒茶酚胺類化合物相同的結果，本實驗對於醣類的偵測極限約也仍較一般管柱末電極擺設方式略大數倍[86,87]，但優點為訊號波形對稱而無拖尾現象、理論板數高且再現性高，沒有電極對位不易所造成的影響。

4.2.7 真實樣品檢測

一般市售果汁飲料為追求風味與口感，除了本身果汁的甜味以外，大多會添加蔗糖與果糖來提升甜度，但是攝取過多的醣份不僅容易造成肥胖之問題，亦會對身體造成額外之負擔，因此市售飲料中含糖量的成分標示就顯得相當重要。而檢測市售果汁飲料中之含糖量不需要極低的偵測極限，而應注重分析結果的準確度與再現性，以避免定性定量上的誤差，故本研究之晶片製程可勝任於實際樣品的檢測。

真實樣品的檢測是利用上述兩種醣類標準品所得之最佳分離條件來進行，其電泳分析圖如圖 4-20 所示。由遷移時間來進行比對，可推測於圖 4-19(A)中於 105 秒與 109 秒出現之訊號分別為蔗糖與果糖之訊號。推測可能是真實樣品本身具有一定之基質干擾，故蔗糖與果糖訊號之解析度由最佳分離條件中的 0.9 降至 0.8。而此真實樣品含糖量之推算，本實驗使用標

準添加法(standard addition methods)來進行。利用式(7)[120]計算之結果，此市售蘋果汁含糖量為 101.9 mM(蔗糖)與 20.7 mM(果糖)。

$$c_x = \frac{S_1 c_s V_s}{(S_2 - S_1) V_x} \quad (7)$$

c_x = 真實樣品溶液中之分析物濃度

c_s = 做為標準添加之標準品溶液濃度

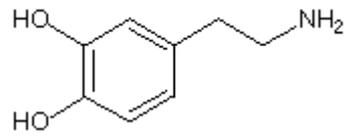
V_x = 真實樣品溶液之體積

V_s = 標準品溶液之體積

S_1 = 標準添加前，真實樣品溶液之訊號值

S_2 = 標準添加後，真實樣品溶液之訊號值





多巴胺(dopamine, DA)



兒茶酚(catechol, CA)

圖 4-1、多巴胺與兒茶酚之化學結構式

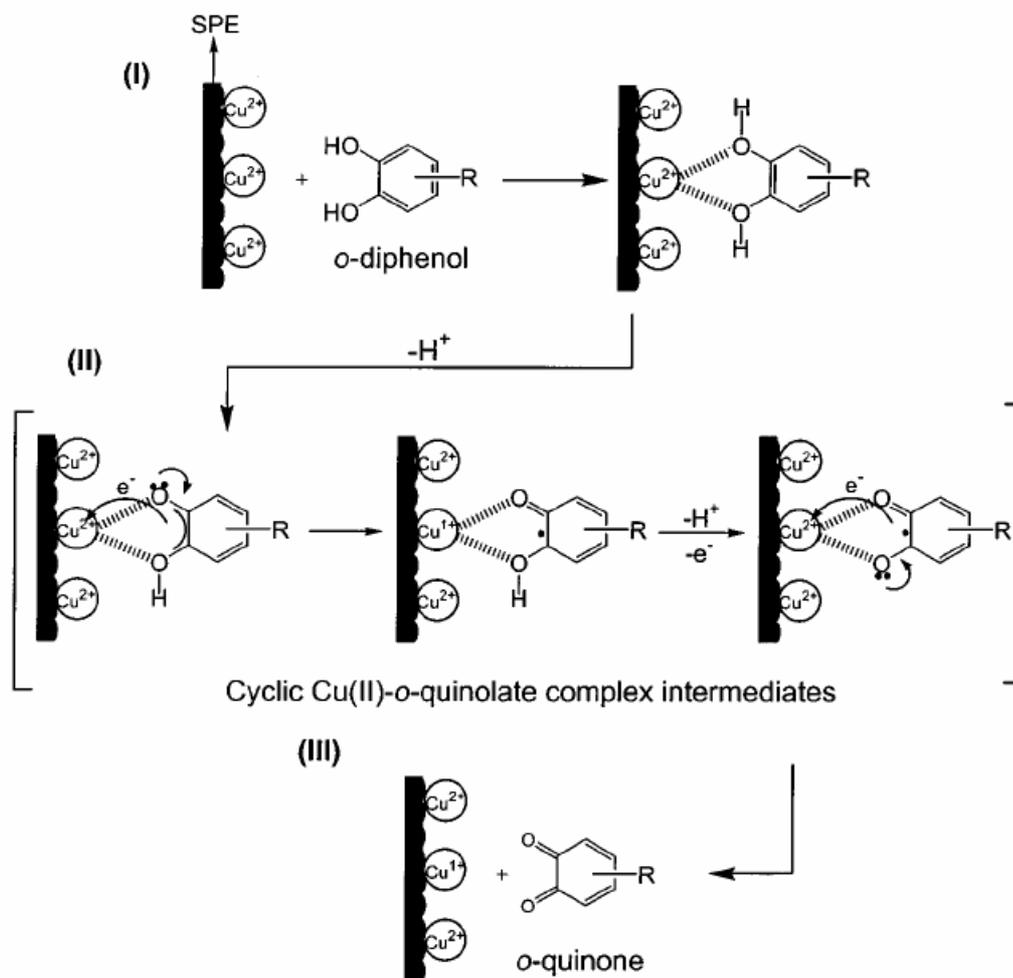


圖 4-2、銅電極表面氧化鄰-苯二酚類化合物反應機構示意圖。(I) 形成錯合中間產物;(II) 脫氫與電子轉移反應;(III)形成氧化產物。

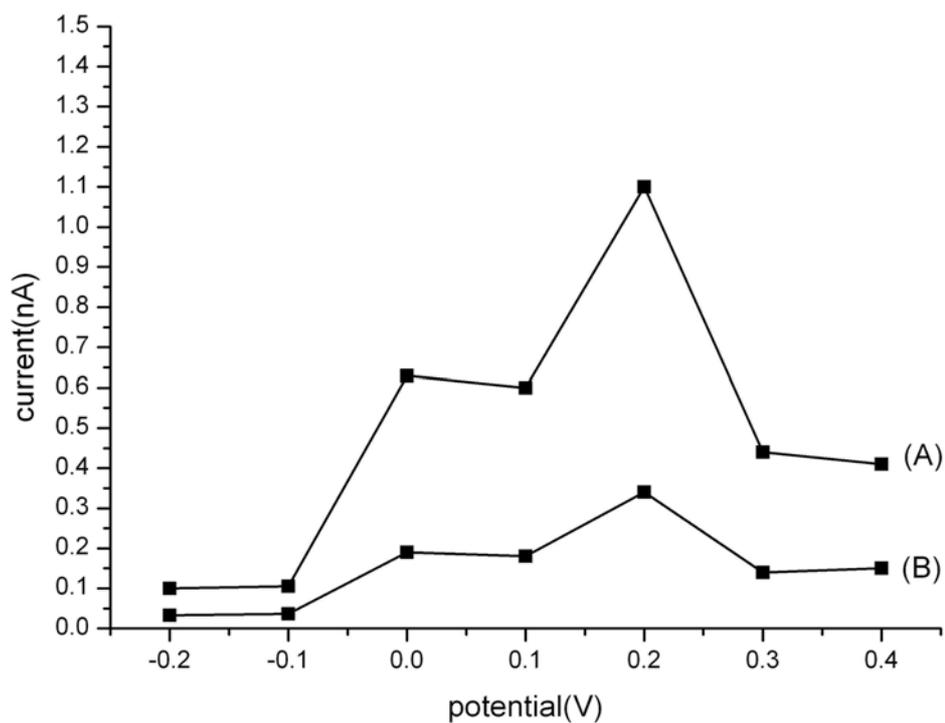


圖 4-3、以流體動力伏安法選定兒茶酚胺類化合物偵測電位。(A)多巴胺、(B)兒茶酚各 125 μM 。電泳條件：緩衝溶液：5 mM 磷酸緩衝溶液, 0.8 mM SDS, pH 7.4；分離電壓：150 V/cm；注射電壓：400 V；注射時間：5 秒；注射長度：800 μm 。

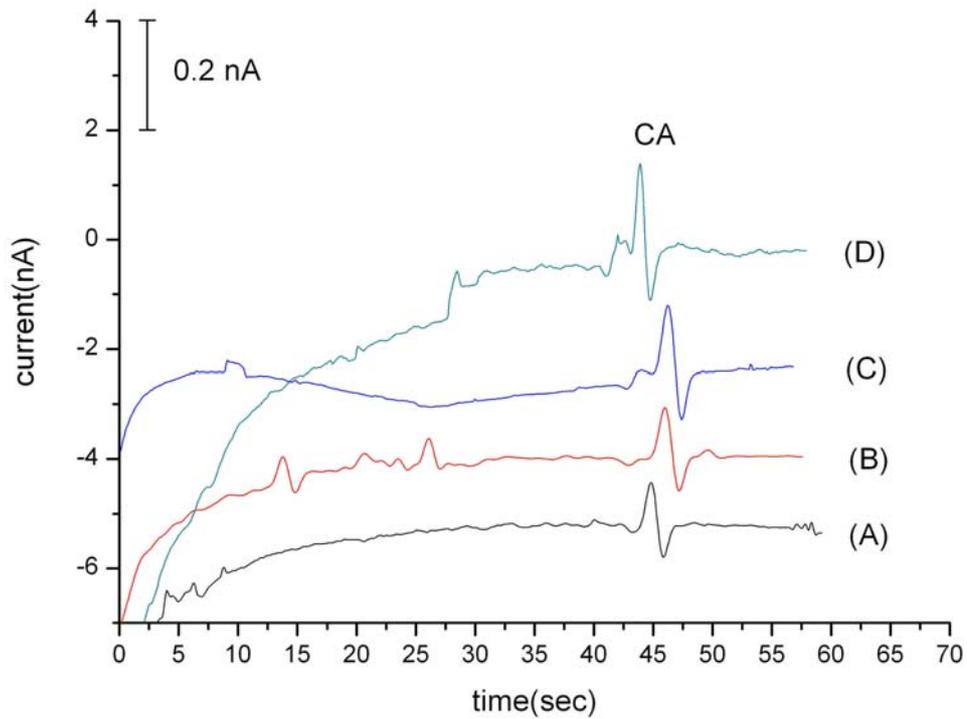


圖 4-4、添加 0.8mM SDS 前，不同時間下電滲流之變化之示意圖。(A) 0 hr；(B) 1 hr；(C) 2 hr；(D) 3 hr。兒茶酚濃度：125 μ M。電泳條件：緩衝溶液：5 mM 磷酸緩衝溶液, pH 7.4；偵測電位：0.0 V；分離電場：150 V/cm；注射電壓：400 V；注射時間：5 秒；注射長度：800 μ m。

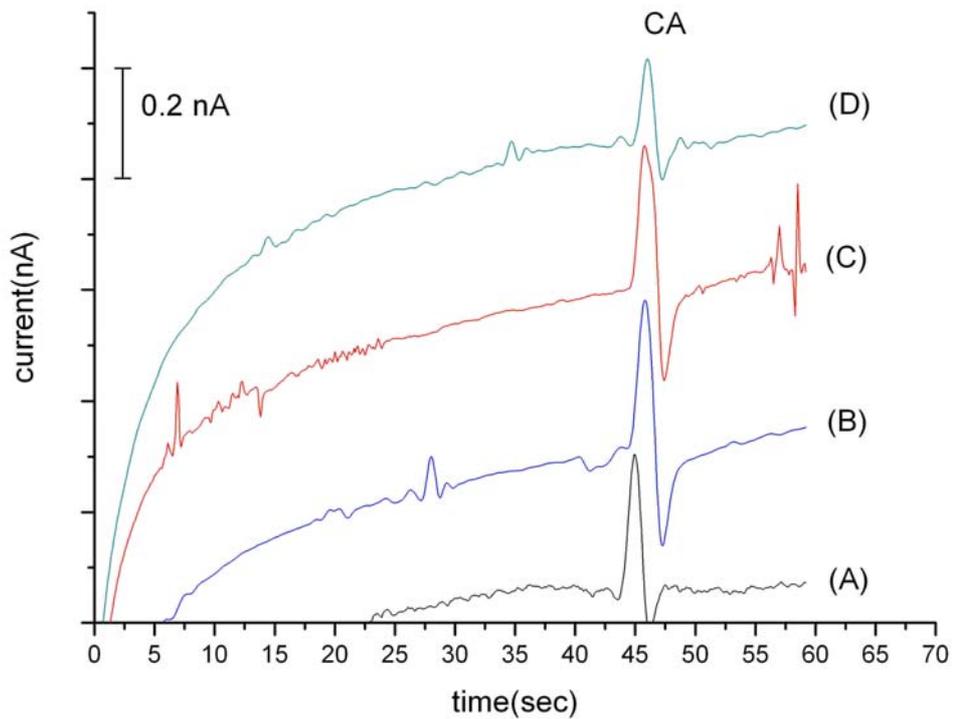


圖 4-5、添加 0.8mM SDS 後，不同時間下電滲流之變化之示意圖。(A) 0 hr；(B) 1 hr；(C) 2 hr；(D) 3 hr。兒茶酚濃度：125 μ M。電泳條件：緩衝溶液：5 mM 磷酸緩衝溶液, 0.8 mM SDS, pH 7.4；偵測電位：0.0 V；分離電場：150 V/cm；注射電壓：400 V；注射時間：5 秒；注射長度：800 μ m。

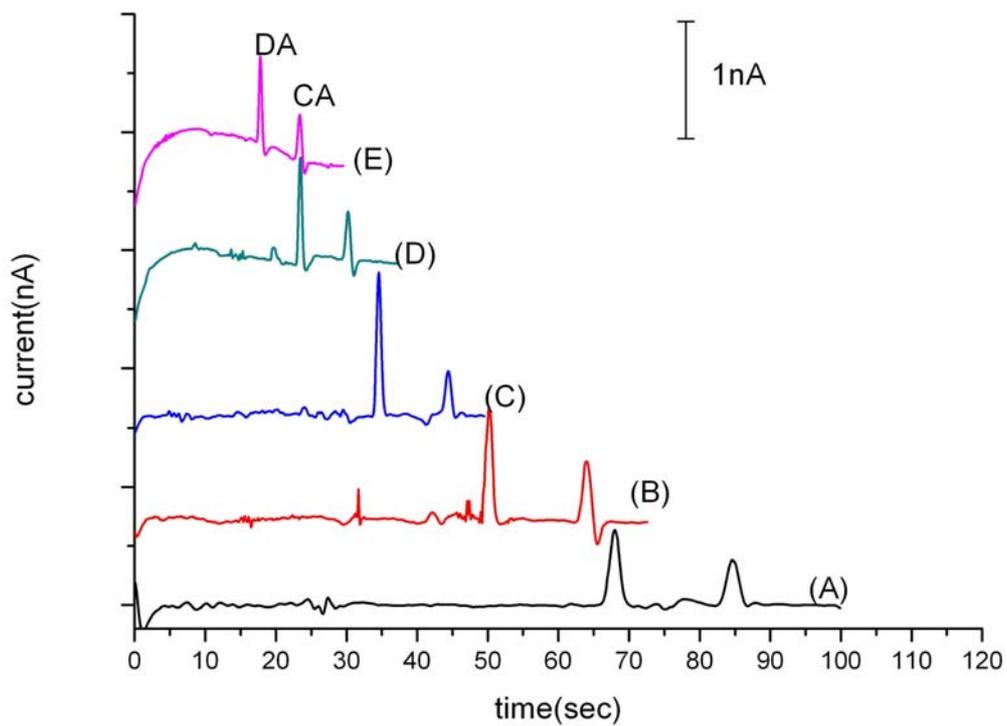


圖 4-6、分離電場對電泳分析之影響。多巴胺、兒茶酚濃度各為 $250 \mu\text{M}$ 。(A) 75 V/cm ；(B) 100 V/cm ；(C) 150 V/cm ；(D) 200 V/cm ；(E) 250 V/cm ；電泳條件：緩衝溶液： 5 mM 磷酸緩衝溶液, 0.8 mM SDS, $\text{pH } 7.4$ ；偵測電位： 0.0 V ；注射電壓： 400 V ；注射時間： 5 秒 ；注射長度： $800 \mu\text{m}$ 。

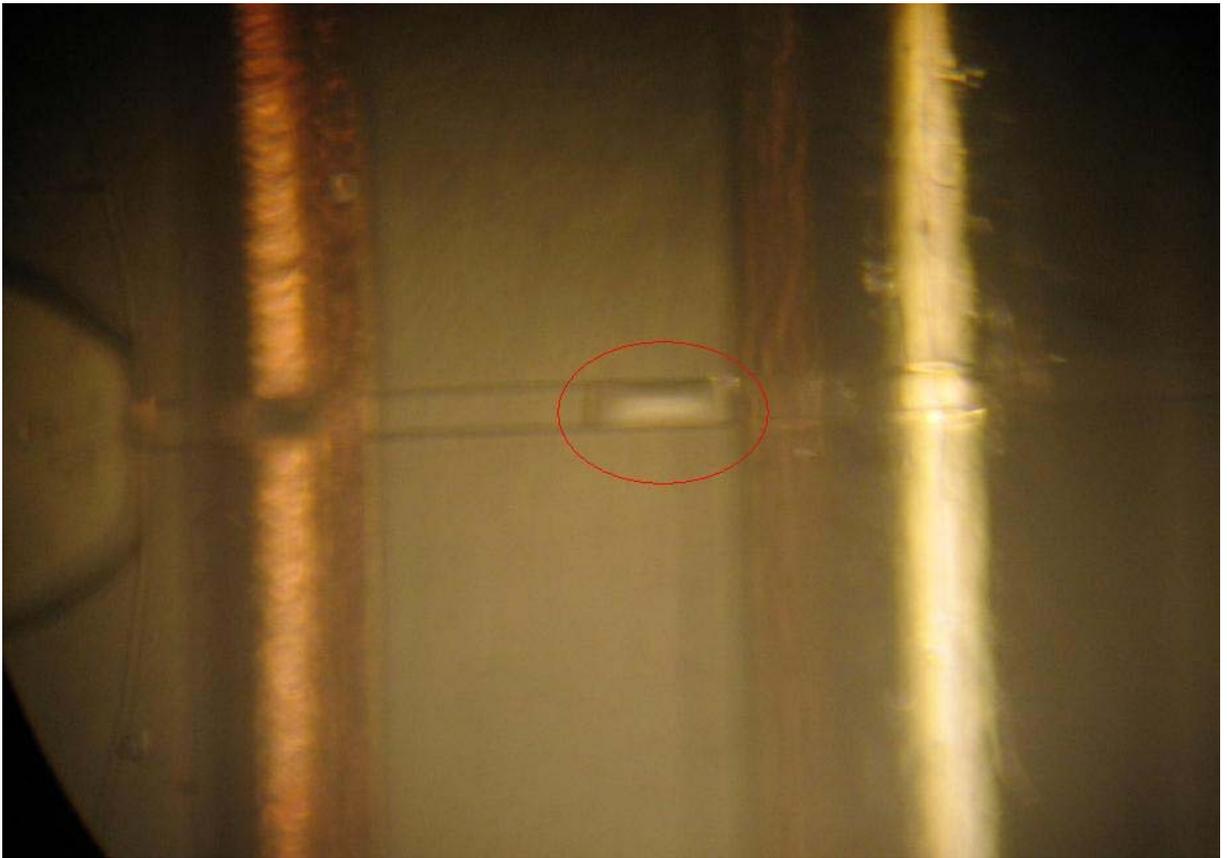


圖 4-7、分離電流過高導致於阻斷器處產生氫氣氣泡示意圖。圓圈所示之處為氣泡。

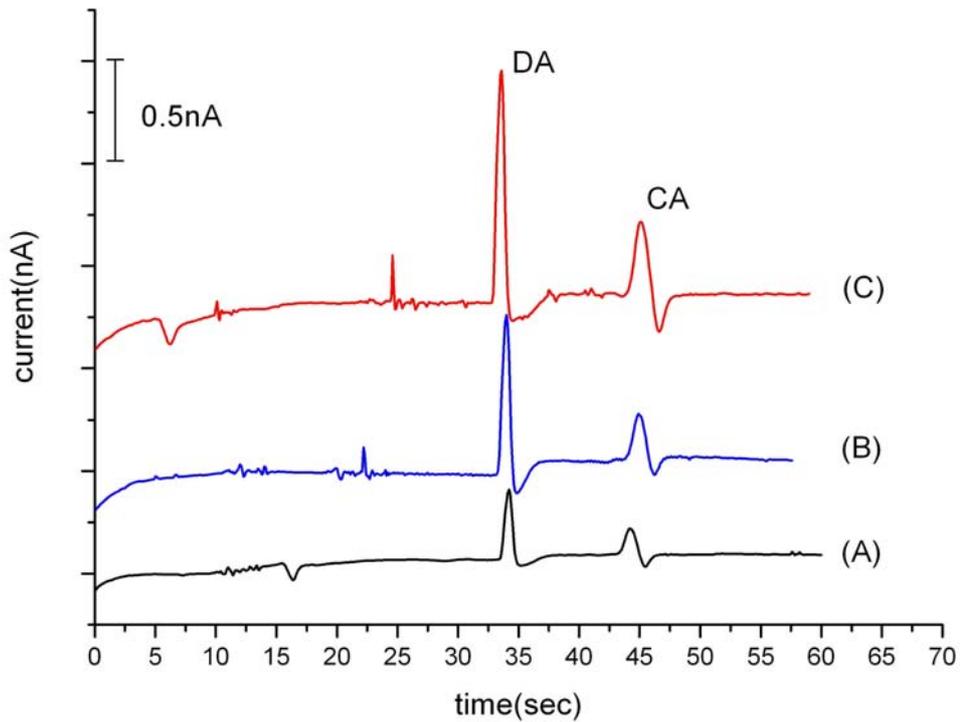


圖 4-8、不同注射長度對電泳分析之影響。多巴胺、兒茶酚濃度各為 $250 \mu\text{M}$ 。(A) $300 \mu\text{m}$ ；(B) $550 \mu\text{m}$ ；(C) $800 \mu\text{m}$ 。電泳條件：緩衝溶液：5 mM 磷酸緩衝溶液, 0.8 mM SDS, pH 7.4；偵測電位：0.0 V；分離電場：150 V/cm；注射電壓：400 V；注射時間：5 秒。

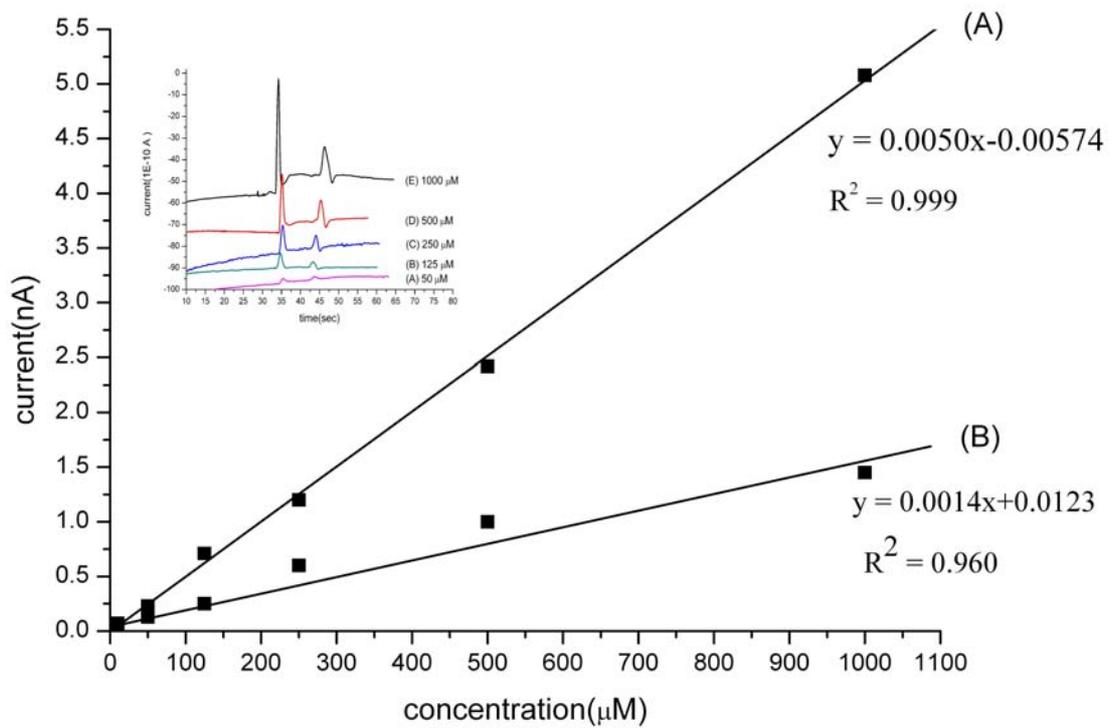
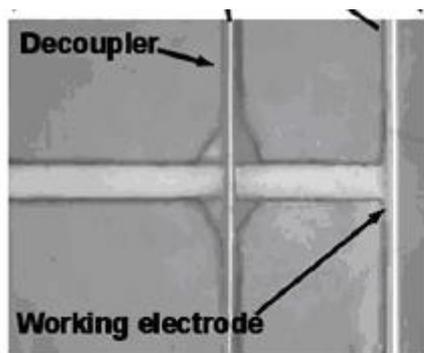
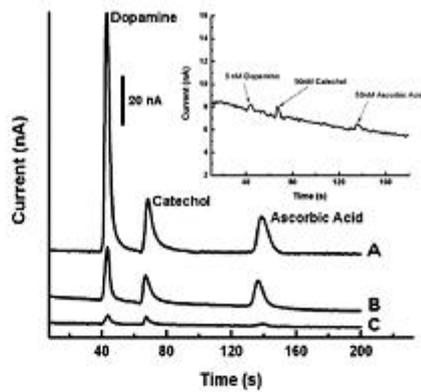


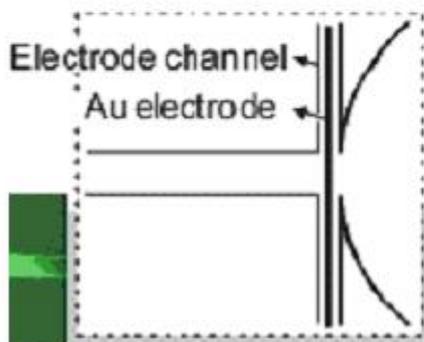
圖 4-9、兒茶酚胺類化合物之濃度校正曲線。(A)多巴胺、(B)兒茶酚。電泳條件：緩衝溶液：5 mM 磷酸緩衝溶液, 0.8 mM SDS, pH 7.4；偵測電位：0.0 V；分離電場：150 V/cm；注射電壓：400 V；注射時間：5 秒；注射長度：800 μm。



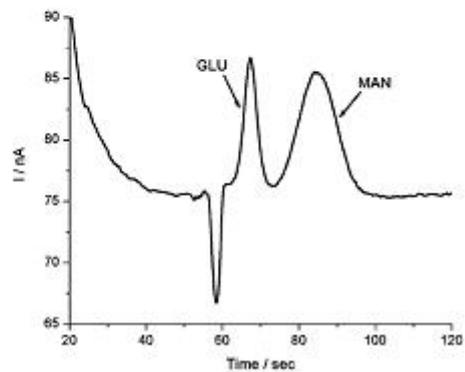
A



B

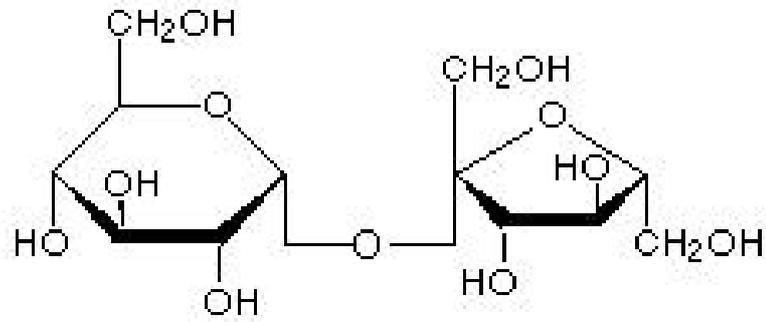


C

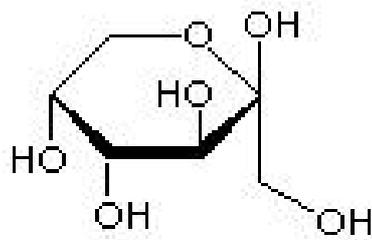


D

圖 4-10、傳統管柱內電極擺設方式所產生之樣品滲漏情形。(A)阻斷器處有明顯的流道變形[32]；(B)因工作電極放置於廢液槽中，引起訊號明顯拖尾 [32]；(C)工作電極位為於電極流道(electrode channel)中[20]；(D) 樣品沿電極流道流動而造成訊號寬度較大[20]



A



B

圖 4-11、蔗糖與果糖分子結構圖。(A)蔗糖；(B)果糖

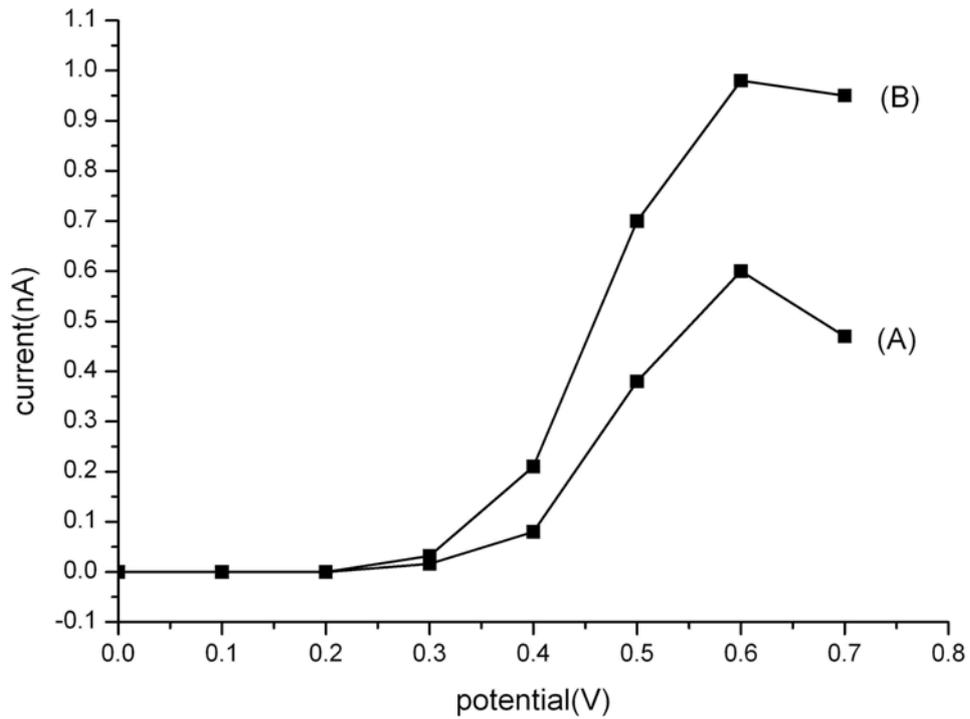


圖 4-12、以流體動力伏安法選定醣類之偵測電位。(A)蔗糖、(B)果糖各 1 mM。電泳條件：20 mM NaOH 電解質，pH 12.3；分離電場：75 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μm 。

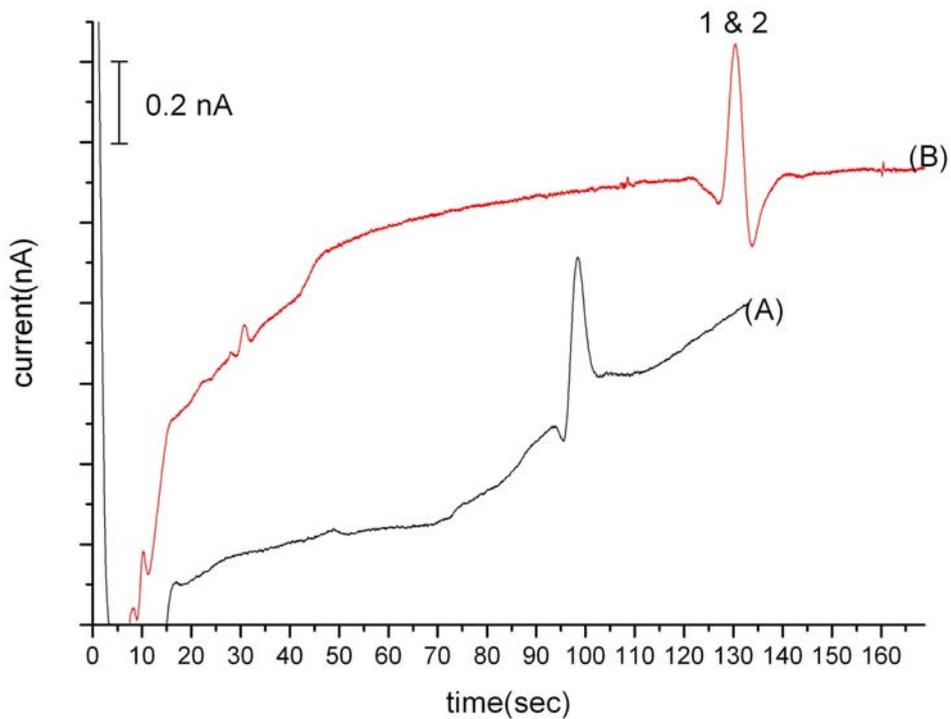


圖 4-13、添加硼酸根離子對醣類電泳分析之影響。(A)未添加硼酸根；(B)添加 10 mM 硼酸根離子；(1)蔗糖、(2)果糖各 1 mM。電泳條件：20 mM NaOH 電解質，pH 12.3；偵測電位：0.6 V；分離電場：75 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μm 。

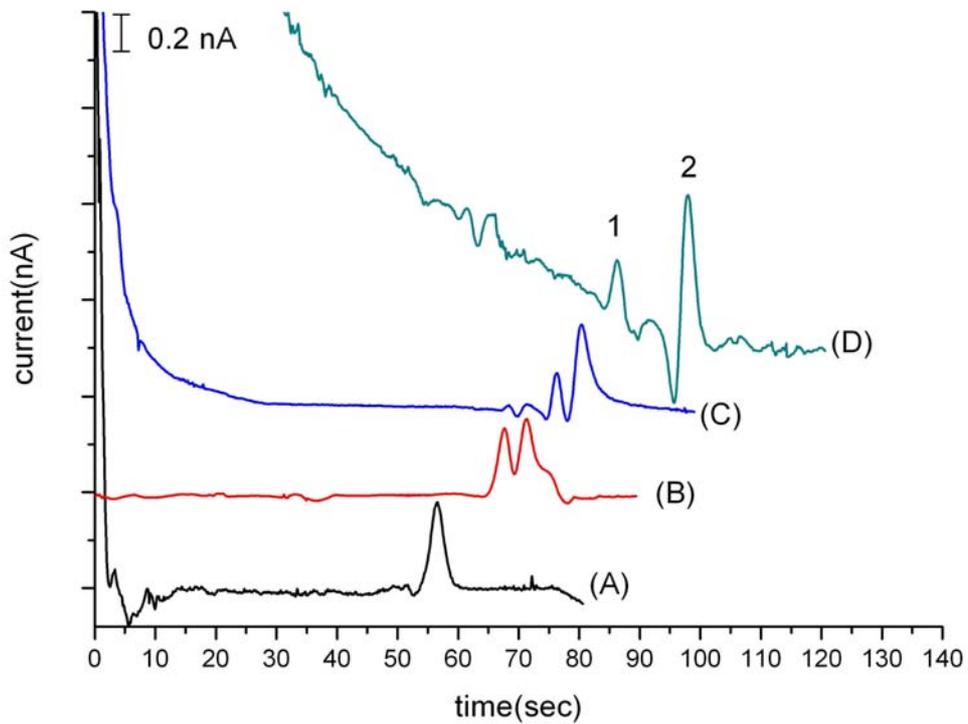


圖 4-14、不同 NaOH 濃度對醣類電泳分析之影響。(A) 10 mM NaOH；(B) 15 mM NaOH；(C) 20 mM NaOH；(D) 25 mM NaOH。(1) 蔗糖、(2) 果糖各 1 mM。電泳條件：偵測電位：0.6 V；分離電場：100 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μm 。

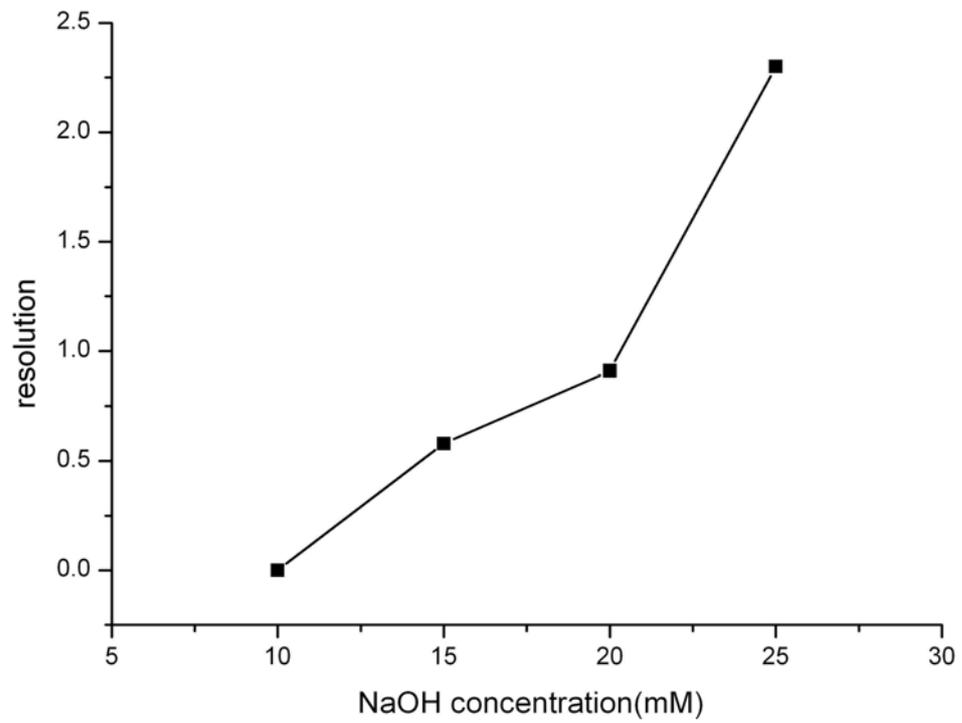


圖 4-15、不同 NaOH 濃度對蔗糖與果糖解析度之影響。電泳條件同圖 4-15。

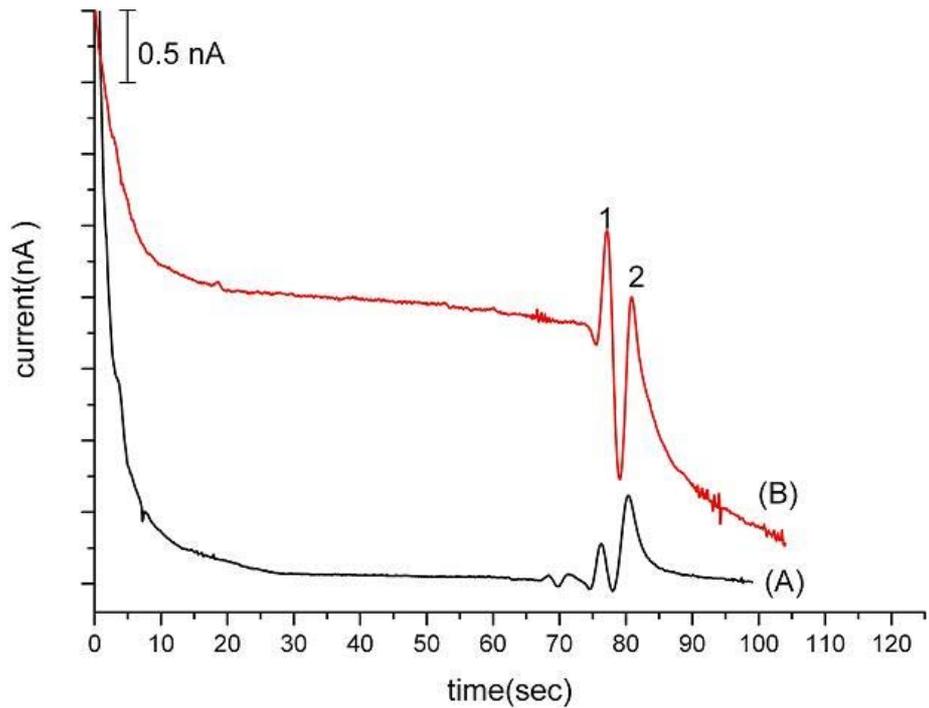


圖 4-16、添加 50 μ M 銅離子對醣類電泳分析之影響。(A)未添加 50 μ M CuSO_4 ；(B)添加 50 μ M CuSO_4 ；(1)蔗糖、(2)果糖濃度各 1 mM。電泳條件：20 mM NaOH 電解質, pH 12.3；偵測電位：0.6 V；分離電場：100 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μ m。

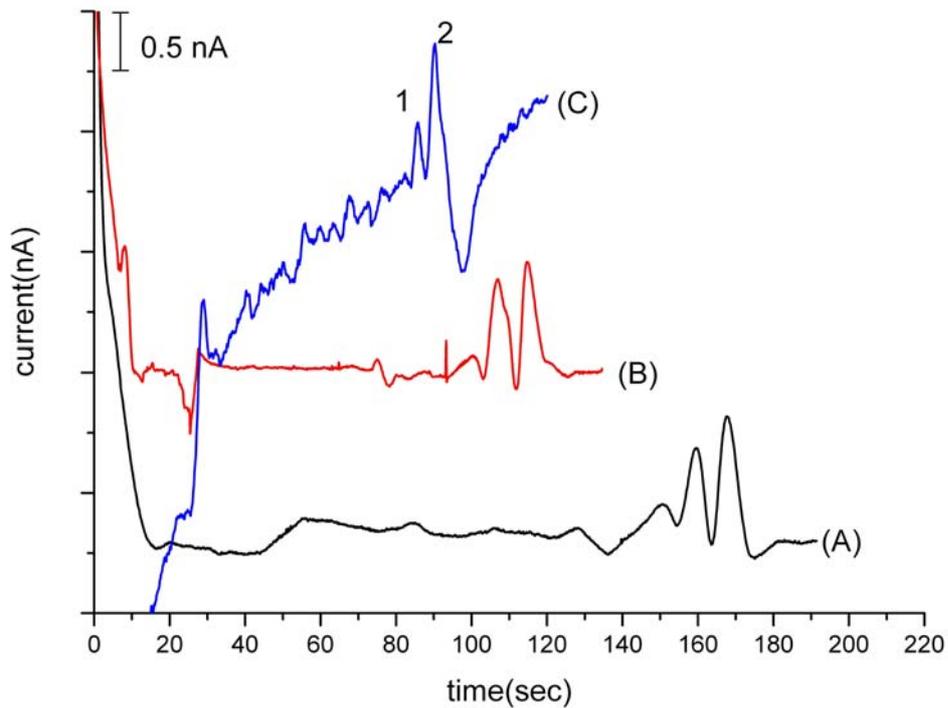


圖 4-17、不同分離電場對醣類電泳分析之影響。(A)分離電場：50 V/cm；(B)分離電場：75 V/cm；(C)分離電場：100 V/cm。(1)蔗糖、(2)果糖濃度各 1 mM。電泳條件：20 mM NaOH 電解質添加 50 μ M CuSO₄, pH 12.3；偵測電位：0.6 V；分離電場：100 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μ m。

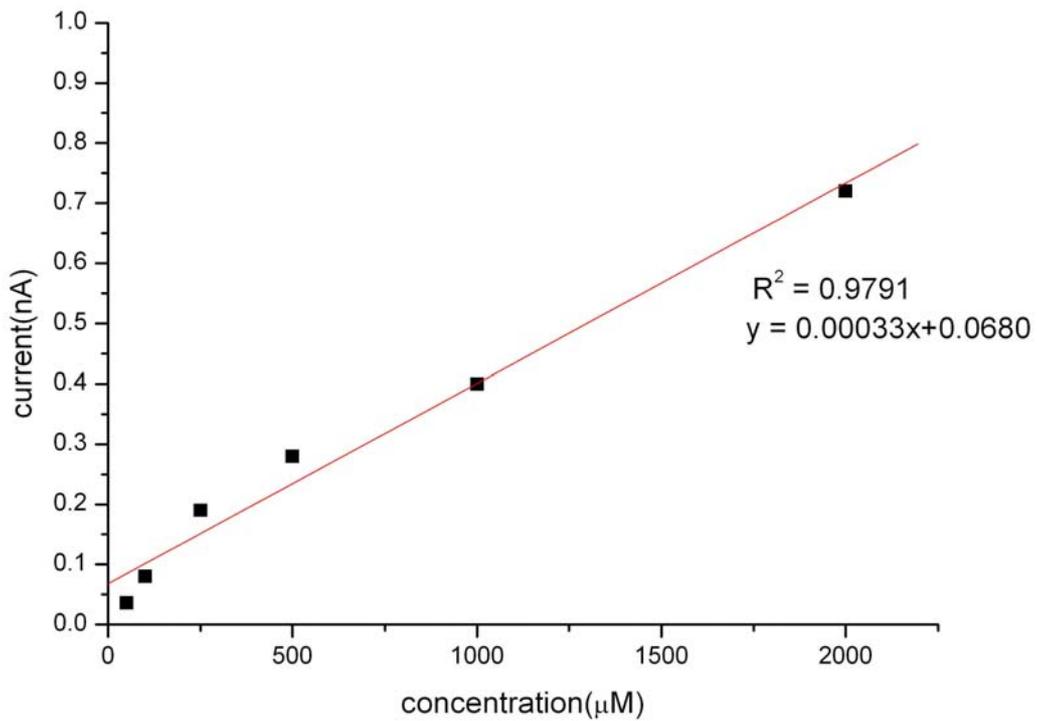


圖 4-18、蔗糖濃度校正曲線。電泳條件：20 mM NaOH 電解質添加 50 μM CuSO₄, pH 12.3；偵測電位：0.6 V；分離電場：100 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μm。

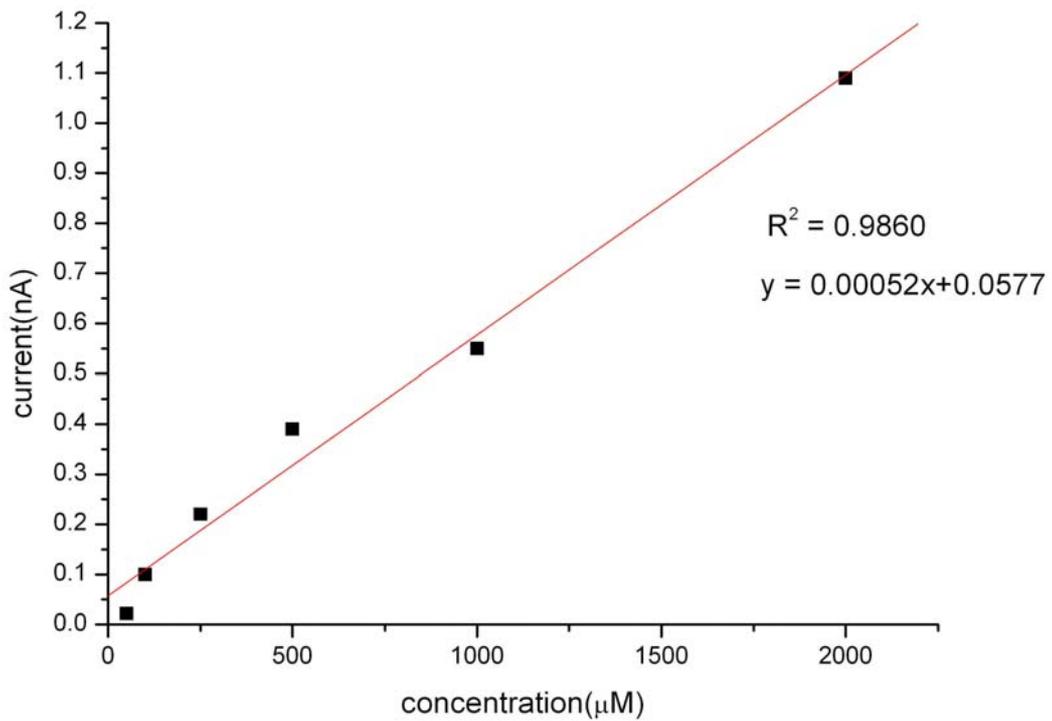


圖 4-19、果糖濃度校正曲線。電泳條件：20 mM NaOH 電解質添加 50 μM CuSO₄, pH 12.3；偵測電位：0.6 V；分離電場：100 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注射長度：800 μm。

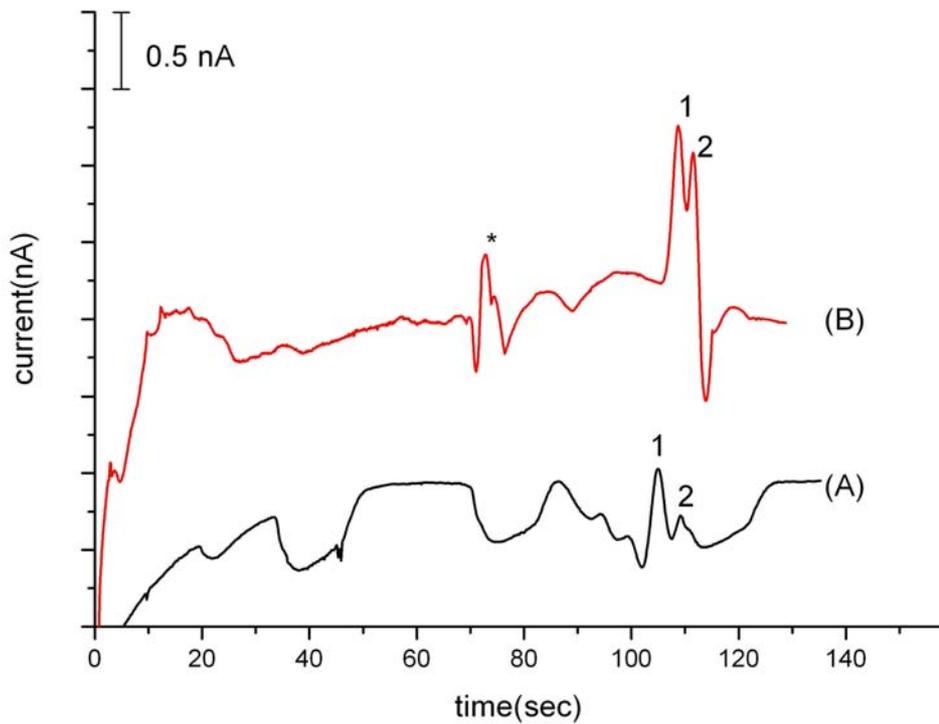


圖 4-20、真實樣品與標準添加之電泳分析圖。(A)稀釋 100 倍之蘋果汁
 (B)蔗糖與果糖均以 1mM 之標準添加於稀釋 100 倍之蘋果汁；(1)蔗糖、(2)
 果糖；電泳條件：20 mM NaOH 電解質添加 50 μ M CuSO₄, pH 12.3；偵測電
 位：0.6 V；分離電場：100 V/cm；注射電壓：400 V；注射秒數：5 秒；注
 射長度：800 μ m。

表 4-1、添加 SDS 前後對電滲流及兒茶酚訊號之影響

	without SDS				with SDS			
	0 hr	1 hr	2 hr	3 hr	0 hr	1 hr	2 hr	3 hr
$t_M(\text{sec})^a$	44.8	46.0	46.3	43.9	45.0	45.8	45.8	46.0
current($1 \times 10^{-10} \text{A}$) ^b		1.33				2.83		
RSD(%) ^c		2.4				1.0		

a : t_M = migration time

b : current = average current of 250 μM catechol during 3 hr

c : RSD = relative standard deviation of migration time(n = 4)

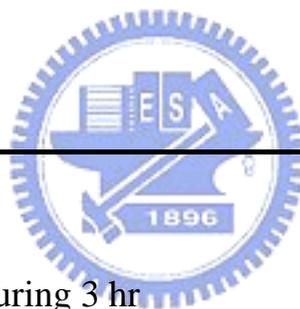


表 4-2、分離電場對多巴胺、兒茶酚理論板數之影響

E(V/cm)	DA			CA		
	$t_M(\text{sec})^a$	$W(\text{sec})^b$	$N/m(1 \times 10^5)^c$	$t_R(\text{sec})^a$	$W^b(\text{sec})$	$N/m(1 \times 10^5)^c$
75	68.0	3.0	1.10	84.6	4.1	0.92
100	50.2	2.0	1.33	64.0	2.3	1.60
150	34.4	1.5	1.29	44.4	1.8	1.28
200	23.4	1.0	1.17	30.2	1.3	1.14
250	17.8	0.9	0.84	23.4	1.1	0.96

a : t_M = migration time

b ; W = peak width

c : N/cm = theoretical plate

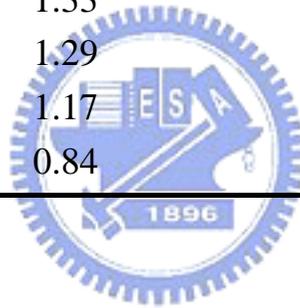


表 4-3、注射長度對多巴胺、兒茶酚理論板數之影響

		DA			CA		
$L_{inj}^d(\mu m)$	$t_M(sec)^a$	$W(sec)^b$	$N/m(1 \times 10^5)^c$	$t_R(sec)^a$	$W^b(sec)$	$N/m(1 \times 10^5)^c$	
300	34.2	1.3	1.47	44.2	1.8	1.28	
550	34.0	1.4	1.26	44.9	2.1	0.98	
800	33.6	1.4	1.23	45.2	2.2	0.90	

a : t_M = migration time

b ; W = peak width

c : N/cm = theoretical plate

d : L_{inj} = injection length

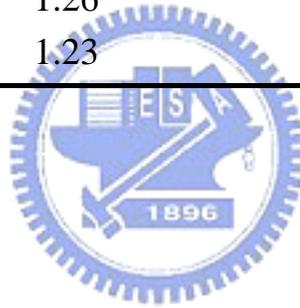


表 4-4、數種醣類其解離常數與分子量[29]

compound	pKa	M.W.
D-glucose	12.35	180.2
D-galactose	12.38	180.2
D-mannose	12.08	180.2
D-fructose	12.03	180.2
D-arabinose	12.43	150.1
D-ribose	12.21	150.1
D-lyxose	12.11	150.1
D-xylose	12.29	150.1
lactose	11.98	342.3
maltose	11.94	342.3
sucrose	12.51	342.3
raffinose	12.74	504.5

表 4-5、分離電場對兩種醣類理論板數之影響

E(V/cm)	sucrose			fructose		
	$t_M(\text{sec})^a$	$W(\text{sec})^b$	$N/m(1 \times 10^4)^c$	$t_R(\text{sec})^a$	$W^b(\text{sec})$	$N/m(1 \times 10^4)^c$
50	159.6	9.0	6.7	167.8	10.6	5.1
75	106.8	7.3	4.6	114.8	8.6	3.8
100	85.7	4.9	6.5	90.2	6.3	4.4

a : t_M = migration time

b ; W = peak width

c : N/cm = theoretical plate

