



AB-PAS染色液

【产品组成】

试剂(A):阿利新蓝染色液	50ml	100ml	4℃, 避光
试剂(B):过碘酸溶液	50ml	100ml	4℃, 避光
试剂(C): Schiff Reagent	50ml	100ml	4℃, 避光
试剂(D):苏木素染色液	50ml	100ml	室温, 避光
试剂(E): 酸性分化液	50ml	100ml	室温
试剂(F): Scott蓝化液	50ml	100ml	室温

【保存条件】

4℃, 避光, 6个月

【产品概述】

糖原染色是病理学中常规的染色方法之一,McManus 在 1946 年最先使用高碘酸-雪夫技术显示黏蛋白,该法常用来显示糖原和其他多糖,该技术不仅能显示糖原,还能显示中性黏液性物质和某些酸性物质。

阿利新蓝(又称阿尔辛蓝、爱先蓝等)和 PAS 技术联合使用可鉴别同一组织切片中的中性黏蛋白和酸性黏蛋白。这种技术也常用作广泛检测黏蛋白的手段,切片先经标准阿利新蓝(pH=2.5)染色再使用 PAS 技术。阿利新蓝可将唾液黏蛋白、硫黏蛋白和蛋白多糖染成蓝色。PAS 技术可将中性黏蛋白染成深红或红紫色,同时将既含中性黏蛋白又含酸性黏蛋白的组织 and 细胞染成深浅不同的紫色,这是由于阿利新蓝与 Schiff 试剂结合并发生反应。上述染色常可出现在含有中性黏蛋白和唾液黏蛋白的小肠杯状细胞中。阿利新蓝的染色原理在于是类铜钛花青染料,这种阳离子染料与酸性基团结合,也即阿利新蓝与组织内含有的阴离子基团如羧基和硫酸根形成不溶性复合物。分子中带正电荷的盐键与酸性黏多糖物质中带负电荷的酸性基团结合形成不溶性的复合物而呈蓝色,再与 PAS 进行复合染色,就能显示三种不同黏液物质成分。

AB-PAS 染色液核心成分为阿利新蓝染色液和 Schiff Reagent,多用于黏液物质染色,糖原、中性黏蛋白、各种糖蛋白呈紫红色,其余呈蓝色。

【使用方法】

- 1、脱蜡至水,蒸馏水洗2min。
- 2、入阿利新蓝染色液,染色10~20min。
- 3、蒸馏水洗3次,每次1~2min。
- 4、入过碘酸溶液,氧化5min。
- 5、入Schiff Reagent,浸染10~20min。
- 6、倾去Schiff Reagent,流水冲洗10min。
- 7、(可选)入苏木素染色液,染核1~2min。
- 8、用酸性分化液分化2~5s,水洗。
- 9、用Scott蓝化液返蓝,水洗3min。
- 10、逐级常规乙醇脱水。二甲苯透明,中性树胶封固。

**【染色结果】**

糖原、中性黏蛋白、各种糖蛋白	紫红色
酸性黏蛋白(硫黏蛋白和唾液黏蛋白)	蓝色
蛋白多糖和透明质酸	蓝色

备注：含有中性黏蛋白和酸性黏蛋白的细胞或组织可染成不同程度的蓝紫色至紫色。

【注意事项】

- 1、切片脱蜡应尽量干净，否则影响染色效果。
- 2、过碘酸氧化时间不宜过久，氧化时的温度以18~22℃最佳。
- 3、阿利新蓝染色液、过碘酸溶液、Schiff Reagent均应置于4℃密闭保存，使用时避免接触过多阳光和空气。使用前最好提前30min取出恢复至室温，避光暗处使用。
- 4、酸性分化液应经常更换新液，分化时间应该依据切片厚薄、组织类别和酸性分化液的新旧而定，另外分化后自来水冲洗时间应该足够。
- 5、切片在过碘酸溶液和Schiff Reagent中作用时间非常重要，该依据切片厚薄、组织类别等决定。
- 6、用苏木素染色液复染细胞核时应淡染，以免影响阳性物质AB的观察。目的是防止胞浆或黏蛋白着色而掩盖阿利新蓝的颜色。
- 7、阿利新蓝-PAS联合技术的染色顺序可影响最终结果。PAS技术在阿尔辛蓝染色之前时，中性黏蛋白和糖原可染成紫色。与此相反，阿利新蓝染色在PAS技术之前时，则可将这些物质染成预期的紫红色。
- 8、为了您的安全和健康，请穿实验服并戴一次性手套操作。