

凤梨在缺氧胁迫下的生长维持与离子稳态机制

张旭丽 苏筱雅 洪宇 谢桃 黄鑫*

佛山大学

DOI:10.32629/as.v9i5.3941

[摘要] 本研究针对凤梨主产区夏季易发的渍害(缺氧)胁迫问题,探讨了不同耐渍性凤梨品种的生长维持与离子稳态调控机制。试验以耐渍品种‘金钻’(JZ)和渍害敏感品种‘红苞’(HB)为材料,通过水培模拟缺氧胁迫,系统测定了植株生长指标、组织钾离子含量,并利用非损伤微电极技术(MIFE)动态监测了根系 K^+ 、 H^+ 离子流对瞬时与长期缺氧的响应。结果表明,缺氧胁迫显著抑制了凤梨幼苗的生长,但耐渍品种JZ的株高、根长及生物量降幅均显著低于敏感品种HB。在离子稳态方面,JZ根系在胁迫下能保持更高的钾离子含量, K^+ 流失率(23.8%)显著低于HB(49.3%)。离子流检测进一步揭示,JZ在缺氧胁迫下能维持更低的 K^+ 外排速率和更高的 H^+ 外排能力,表明其具有更强的质子泵(H^+ -ATPase)活性以稳定跨膜电化学梯度,从而减少钾离子外流。综上所述,耐渍凤梨品种通过更强的生长维持能力、高效的根系钾离子保持机制以及活跃的质子泵功能来协同应对缺氧胁迫,这对于解析凤梨耐渍生理机制及选育耐涝品种具有重要理论意义。

[关键词] 凤梨; 缺氧胁迫; 离子稳态; 生理响应

中图分类号: S668.3 文献标识码: A

The Mechanisms Underlying *Ananas comosus* Growth Maintenance and Ion Homeostasis under Hypoxia Stress.

Xuli Zhang Xiaoya Su Yu Hong Tao Xie Xin Huang*

Foshan University

[Abstract] This study investigated the growth maintenance and ion homeostasis regulation mechanisms of *Ananas comosus* varieties with different waterlogging tolerance under hypoxia (waterlogging) stress, which frequently occurs in major *A. comosus* production areas during summer. Two varieties were used as materials: the waterlogging-tolerant 'jinzuan' (JZ) and the waterlogging-sensitive 'hongbao' (HB). Hydroponic culture was employed to simulate hypoxia stress, and plant growth parameters, tissue potassium ion content were systematically measured. Additionally, the non-invasive microelectrode ion flux estimation (MIFE) technique was applied to dynamically monitor root K^+ and H^+ fluxes in response to transient and prolonged hypoxia. The results showed that hypoxia stress significantly inhibited *A. comosus* seedling growth; however, the waterlogging-tolerant variety JZ exhibited significantly lower reductions in plant height, root length, and biomass compared to the sensitive variety HB. Regarding ion homeostasis, JZ roots maintained higher potassium content under stress, with a K^+ loss rate of 23.8%, which was significantly lower than that of HB (49.3%). Ion flux detection further revealed that JZ maintained lower K^+ efflux rates and higher H^+ efflux capacity under hypoxia stress, indicating stronger plasma membrane H^+ -ATPase activity to stabilize the transmembrane electrochemical gradient, thereby reducing potassium efflux. In conclusion, waterlogging-tolerant *A. comosus* varieties cope with hypoxia stress through enhanced growth maintenance capacity, efficient root potassium retention mechanisms, and active proton pump function. These findings provide important theoretical significance for elucidating the physiological mechanisms of waterlogging tolerance in *A. comosus* and for breeding waterlogging-resistant varieties.

[Key words] *Ananas comosus*; hypoxia stress; ion homeostasis; physiological response

凤梨(*Ananas comosus* L.)作为重要的热带经济作物,在我国广东和海南地区广泛种植。然而,该地区台风及短时强降雨天气频发,易导致土壤积水引发渍害。渍害胁迫的核心危害在于土壤孔隙被水饱和后,氧气扩散受阻,使植物根际迅速陷入缺氧状态^[1-3]。这种缺氧环境会直接抑制植物的有氧呼吸与能量代谢,并引发一系列连锁的生理破坏^[4]。研究表明,渍害对植物的生长发育影响显著。在淹水胁迫下,植物根系活力降低,根长、根体积等指标下降,并可能出现腐烂^[5];同时,地上部生物量积累减少,叶片黄化脱落,最终导致植株生长停滞、产量下降^[6,7]。这些形态上的损伤与生理代谢的紊乱密切相关。更为关键的是,渍害引发的缺氧会直接抑制根系依赖ATP的质膜H⁺-ATPase泵活性,导致膜电位去极化^[8]。膜电位的去极化会激活外向整流K⁺通道,引发细胞质K⁺大量外流。钾离子作为维持细胞膨压、酶活性及离子平衡的关键元素,其稳态的破坏会进一步诱发代谢失调和程序性细胞死亡^[9-11]。因此,根系维持K⁺稳态的能力被认为是植物耐渍性的关键生理标志之一。

目前,针对凤梨响应渍害的生理机制研究仍较为薄弱。解析不同耐性凤梨品种在缺氧胁迫下如何维持生长与离子稳态,对于培育抗逆品种、保障产业稳定发展具有重要意义。本研究以耐渍品种‘金钻’(JZ)和渍害敏感品种‘红苞’(HB)为材料,通过水培模拟缺氧胁迫,旨在从生长形态、离子含量及动态离子流三个层面,揭示耐渍品种维持生长与离子稳态的关键生理机制,以期凤梨耐渍性改良提供理论依据。

1 材料与方法

1.1 植物材料与处理。本实验选用组培获得的耐渍型品种JZ和渍害敏感品种HB凤梨幼苗。使用1/2霍格兰营养液(pH 5.6)水培培养至根长6~8 cm后,进行缺氧处理(0.2%琼脂悬浮液,通氮气除氧)。设置对照组(正常通气)和缺氧处理组,处理14天后测定生长与组织钾离子含量,并于处理7、14、21天进行净离子流量检测。

1.2 培养方法。本试验材料主要在光照强度为10000 lx,光周期为光照16 h与黑暗8 h,温度为28±2℃,空气湿度为60~70%的植物培养室进行。

1.3 生长指标的测定。分别于处理后测定植株地上部长、根长、鲜重与干重。地上部长使用毫米不锈钢直尺测量(从植株基部至叶片最高点),根长测量最长根(从根茎结合处至根尖)。鲜重为吸干表面水分后立即用电子分析天平称得。干重为将样品经105℃杀青、60℃烘至恒重后称得。所有数据均以厘米(cm)或克(g)为单位记录。

1.4 离子含量测定。取0.1 g样品干样经浓硫酸预消解后,于石墨消解仪中加热,并滴加H₂O₂至消解液透明。冷却定容、过滤稀释后,采用火焰光度计测定消解液中的K⁺含量。通过系列标准溶液建立标准曲线(R²≥0.99),最终结果换算为单位干重的离子含量(mg·g⁻¹ DW)。

1.5 离子流测定。参考Shabala^[12,13]的试验步骤,利用非损伤微电极离子流检测技术(MIFE)测定凤梨根系K⁺和H⁺的跨膜净流

量。首先,使用垂直电极拉制仪制备硼硅玻璃微电极,经高温烘烤和硅烷化处理后,灌注相应的回填液(K⁺: 320 mM KCl; H⁺: 15 mM NaCl, 40 mM K₂HPO₄, pH 6)及液态离子交换剂(LIX)。参比电极灌入含1M KCl的2%琼脂并插入氯化银丝。使用系列标准溶液对微电极进行校准,确保响应斜率符合要求(R²≥0.999)。选取水培、生长一致的幼苗,用去离子水冲洗根系后,于BSM溶液中适应至少30分钟。测定时,将单株幼苗根系固定于含30 mL BSM溶液的培养皿中,使用尼康倒置显微镜和微操纵器,将已校准的微电极尖端精确移动至根表成熟区,在距离根表面40 μm和120 μm两点间往复移动,测量并计算H⁺、K⁺的净离子流量(单位: nmol·m⁻²·s⁻¹)。

1.6 数据统计与分析。使用Microsoft Excel 2019对试验数据进行记录、整理,采用SPSS 26.0对试验数据进行统计分析,并用GraphPad Prism 10.0进行作图,MIFE数据通过(MIFE 3.2)软件进行处理。所有柱状图中的*符号表示显著性程度,ns: P>0.05, *: P<0.05, **: P<0.01, ***: P<0.001。

2 结果与分析

2.1 缺氧胁迫对不同凤梨幼苗地上部生长的影响。由图2.1可知,在生长指标方面,缺氧处理后,JZ的地上部长仅下降了9%,而HB的降幅达到20.9%,表明JZ的纵向生长受抑制程度更轻。在生物量积累上,JZ的地上部鲜重和干重分别下降了34.8%和15%,而HB的降幅更为显著,分别达到45.1%和25.6%。综上所述,在形态与生物量水平上,耐渍品种JZ通过维持更好的生长状态和更低的物质积累损失,表现出对缺氧胁迫更强的耐受性。

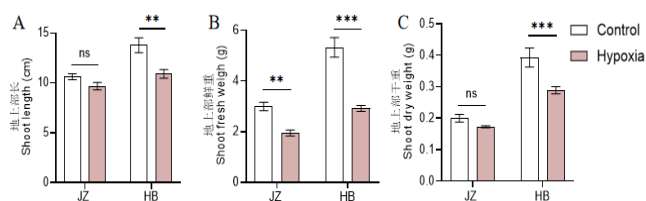


图2.1 缺氧胁迫对凤梨幼苗地上部生长的影响

2.2 缺氧胁迫对不同凤梨幼苗根部生长的影响。胁迫14 d后,两个品种的根系生长也都显著受到了抑制,而渍害敏感品种HB的根系则明显稀疏、根长较短(图2.2)。在根长方面,缺氧胁迫导致JZ和HB分别下降35.8%和41.9%。在根系生物量上,JZ的根鲜重和根干重分别下降37.1%和25.0%,而HB的降幅更大,分别达到47.8%和32.6%。综上所述,在地下部水平上,耐渍品种JZ通过维持相对更好的根系形态和更低的生物量损失,表现出更强的耐受性。

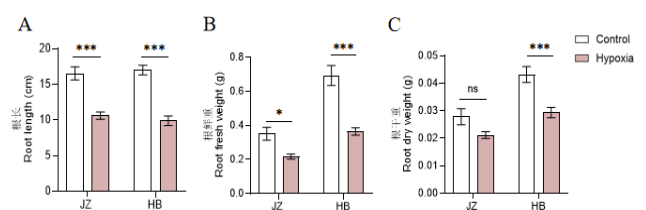


图2.2 缺氧胁迫对凤梨幼苗地下部生长的影响

2.3 缺氧胁迫对不同凤梨幼苗根部 K^+ 含量的影响。试验结果显示, 经过14 d的缺氧处理后, 两品种地上部的 K^+ 含量均显著降低(图2.3-A)。在对照条件下, JZ和HB的地上部 K^+ 含量均维持较高水平, 分别为 $72.5 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1} \text{ DW}$ 和 $66.5 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1} \text{ DW}$, 无显著差异。经缺氧处理后, 两品种地上部 K^+ 含量均下降, JZ与HB的地上部 K^+ 含量分别下降了41.9%和45.6%。与地上部相比, 根系 K^+ 含量对缺氧的响应模式, 更能凸显品种间的差异(图2.3-B)。缺氧胁迫同样导致两品种根系 K^+ 含量显著下降($P < 0.001$)。经过14 d的缺氧处理后, JZ根系 K^+ 含量下降23.8.0%, 而HB的下降率高达49.3%, 显著高于JZ。这一结果表明, 敏感品种HB的根系在缺氧胁迫下钾离子流失更为严重。

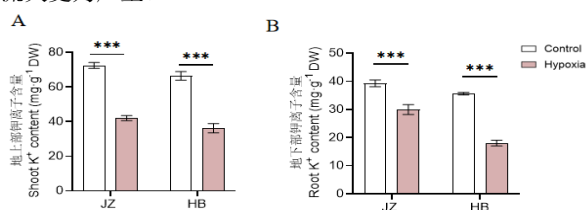


图2.3 缺氧胁迫对凤梨幼苗 K^+ 含量的影响

2.4 瞬时缺氧胁迫对不同凤梨幼苗根系 K^+ 和 H^+ 流量的影响。两个凤梨品种根部成熟区 K^+ 外排量初始阶段分别为 $-30.2 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 和 $-28.5 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 初始状态无显著差异, 在6分钟时加入0.2% Agar后, K^+ 外排速率发生改变, 但品种间响应不同, 渍害敏感品种HB的 K^+ 外排速率迅速出现小幅下降, 而耐渍品种JZ的响应则较为迟缓, 到12分钟后其外排速率才开始呈现缓慢的下降趋势, 随后缓慢上升(图2.4-A)。尽管动态变化幅度平缓, 但HB的 K^+ 净外排速率最终稳态保持在 $-45.6 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, 高于JZ净外排速率最终稳态 $-33.8 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ (图2.4-C)。这表明, 在缺氧胁迫下耐渍品种JZ具有更强的根系 K^+ 保持能力。

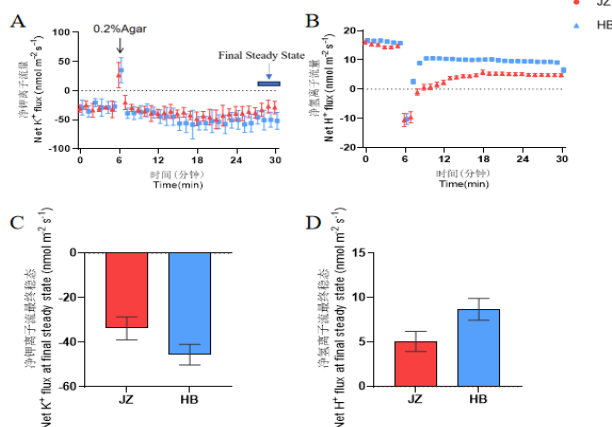


图2.4 瞬时加入Agar后凤梨幼苗根部成熟区离子流变化

两个凤梨品种根部成熟区 H^+ 初始阶段分别为 $15 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 和 $16.3 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 初始状态无显著差异(图2.4-B), 在6分钟时加入0.2% Agar后, H^+ 响应速率发生改变, 耐渍品种JZ从初始阶段的 $15 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 下降到 $-1.5 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, 而渍害敏感品种从初始阶段 $16.3 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 下降至 $8.6 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, JZ和HB的净 H^+

离子流最终稳态分别保持在 $5.1 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 和 $8.7 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ (图2.4-D), JZ的响应幅度较HB更大。这表明JZ通过更强烈的 H^+ 活跃来应对胁迫。

2.5 长期缺氧胁迫对不同凤梨幼苗根系 K^+ 和 H^+ 稳态的影响。对两个凤梨品种进行7、14和21 d的缺氧胁迫, 观测其根部成熟区 K^+ 、 H^+ 流的变化(图2.5)。结果显示, 长期缺氧胁迫改变了两个品种的根系离子稳态。

在 K^+ 流方面, 胁迫7 d时已显现出品种间的初步差异, 耐渍品种JZ处理组外排减少, 而渍害敏感型品种HB外排加剧, 缺氧处理14 d时, 敏感品种HB的 K^+ 外排量急剧增加至 $(-33.6 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$, 显著高于耐渍品种JZ $(-21 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$, 缺氧处理21 d时, 虽然两个品种的外排量均外排减少, 但HB的外排量 $(-9.6 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$ 依然显著高于JZ $(-4.7 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$ 。表明JZ在整个胁迫过程中能更有效地维持根系 K^+ 保持能力。

在 H^+ 流方面, 整个21 d实验周期内, 两个品种对照组根系的 H^+ 流量均保持在内吸状态, 缺氧处理使两个品种根系的 H^+ 流量外排, 胁迫7 d时两个品种的 H^+ 外排量无显著差异, 但随着胁迫时间的延长, 耐渍品种JZ表现出更强且持续的 H^+ 外排能力。至胁迫14 d, JZ和HB的 H^+ 外排量分别为 $-10.1 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 和 $-7.3 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, 缺氧处理21 d后, JZ的根系仍维持 $-6.6 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ 的 H^+ 外排量, 显著高于HB $(-0.6 \text{ nmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$ 的 H^+ 外排量。这表明, JZ品种可能通过维持更高效的 H^+ -ATPase活性和能量代谢, 来稳定膜电位。

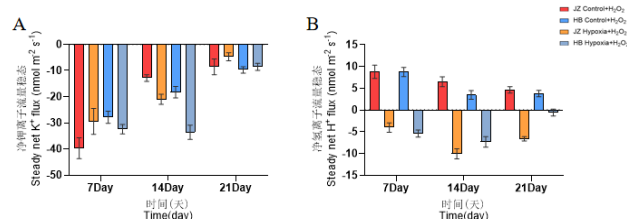


图2.5 缺氧处理不同时间凤梨幼苗根部成熟区离子稳态变化

3 讨论与结论

耐渍品种JZ在缺氧胁迫下表现出更优的生长维持能力。缺氧处理14 d后, 两个品种的地上部和根系生长均受到显著抑制, 但JZ的株高降幅(9.0%)及地上部鲜重、干重降幅均显著小于HB; 根系方面, JZ的根长和根系生物量降幅也明显低于HB。许多研究已表明, 渍害能极大的抑制易感作物的生长。棉花在8天缺氧处理后, 敏感型品种的生物量可以降至对照的50%以下^[14]。耐渍品种JZ在缺氧下能维持较高的生物量积累, 受到渍害的伤害较轻。但相比之下, 即使是敏感品种HB在14天渍害处理后也比棉花能维持较好的生长, 具体表现为地上部生物量(鲜重与干重)分别减少45.1%、25.6%, 显著低于棉花所报道的50%以上水平。

K^+ 作为植物体内最重要的阳离子, 在植物干物质中占比高达10%^[15], 参与了许多细胞的功能过程, 包括渗透调节、叶片和气孔运动、酶激活、膜极化控制、木质部装载、电荷平衡、细胞质pH维持、蛋白质合成稳定以及跨膜能量守恒等^[16-18]。同时, 胞内的 K^+ 滞留在植物许多非生物胁迫中提高耐受性发挥着关键

作用,如盐度^[19,20]、低氧^[21]和干旱^[22]。

在渍害条件下,根部K⁺的吸收在土壤环境氧气耗竭时显著减少^[23]。有研究表明,在低氧条件下大麦根部观察到显著的K⁺外排^[24],K⁺含量降低高达40%^[21]。本试验研究发现,在K⁺稳态方面,缺氧胁迫使两个品种地上部和根系的K⁺含量均显著下降,但HB的下降幅度更为严重,尤其是根系中HB的K⁺流失率(49.3%)显著高于JZ(23.8%)。可见,HB根系K⁺的大量流失能够导致其细胞代谢紊乱和功能受损。

使用非损伤微电极离子流检测技术(MIFE)测定进一步揭示了品种间K⁺和H⁺稳态调控的深层机制。耐渍品种JZ具有较低的K⁺外流和较高的H⁺-ATPase活性。此前已有研究发现,在缺氧胁迫下,大麦伸长区的H⁺-ATPase活性与膜电位高度相关,随着缺氧时间延长,膜电位的维持能力受到损害^[25]。缺氧条件下,K⁺的流失往往归因于细胞膜电位的去极化,进而激活外向整流K⁺通道(如GORK),导致K⁺外流^[26]。在本试验中,JZ维持较高的H⁺-ATPase活性有助于质子泵出,达到 $-10.1\text{ nmol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (图2.5-B),维持跨膜质子梯度,从而驱动K⁺内流或减少K⁺外流(图2.5-A),维持细胞膨压和代谢所需的离子环境。这解释了JZ为何能维持较好的根系生长和水分关系。

[参考文献]

[1]卢光蓝.徐闻县菠萝产业高质量发展研究[D].广东海洋大学,2023.

[2]Bailey-Serres J, Voisenek L A C J. Flooding stress: acclimations and genetic diversity[J]. *Annual Review of Plant Biology*, 2008, 59: 313–339.

[3]Ashraf M A. Waterlogging stress in plants: A review[J]. *African Journal of Agricultural Research*, 2012, 7(13): 1976–1981.

[4]Pan J, Sharif R, Xu X, et al. Mechanisms of waterlogging tolerance in plants: Research progress and prospects[J]. *Frontiers in Plant Science*, 2021, 11: 627331.

[5]Wang J, Lv X, Wang H, et al. Morpho-anatomical and physiological characteristics responses of a paired near-isogenic lines of waxy corn to waterlogging[J]. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 2019, 31(12): 951–957.

[6]Zhang R, Yue Z, Chen X, et al. Effects of waterlogging at different growth stages on the photosynthetic characteristics and grain yield of sorghum (*Sorghum bicolor* L.) [J]. *Scientific Reports*, 2023, 13(1): 7212.

[7]Kubota S, Yokoyama G, Shibata T, et al. Stomatal, mesophyll, and biochemical limitation to photosynthesis of soybeans under waterlogging and reoxygenation[J]. *Environmental and Experimental Botany*, 2026: 106325.

[8]Teakle N L, Bazihizina N, Shabala S, et al. Differential tolerance to combined salinity and O₂ deficiency in the halophytic grasses *Puccinellia ciliata* and *Thinopyrum*

ponticum: the importance of K⁺ retention in roots[J]. *Environmental and Experimental Botany*, 2013, 87: 69–78.

[9]Shabala L, Zhang J, Pottosin I, et al. Cell-type-specific H⁺-ATPase activity in root tissues enables K⁺ retention and mediates acclimation of barley (*Hordeum vulgare*) to salinity stress[J]. *Plant Physiology*, 2016, 172(4): 2445–2458.

[10]Shabala S, Pottosin I. Regulation of potassium transport in plants under hostile conditions: implications for abiotic and biotic stress tolerance[J]. *Physiologia plantarum*, 2014, 151(3): 257–279.

[11]Barrett-Lennard E G, Shabala S N. The waterlogging/salinity interaction in higher plants revisited – focusing on the hypoxia-induced disturbance to K⁺ homeostasis[J]. *Functional Plant Biology*, 2013, 40(9): 872–882.

[12]Shabala S. Non-invasive microelectrode ion flux measurements in plant stress physiology[M]// *Plant Electrophysiology: Theory and Methods*. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, 2006: 35–71.

[13]Shabala S N, Newman I A, Morris J. Oscillations in H⁺ and Ca²⁺ ion fluxes around the elongation region of corn roots and effects of external pH[J]. *Plant Physiology*, 1997, 113(1): 111–118.

[14]Pan R, Jiang W, Wang Q, et al. Differential response of growth and photosynthesis in diverse cotton genotypes under hypoxia stress[J]. 2019.

[15]Britto D T, Kronzucker H J. Cellular mechanisms of potassium transport in plants[J]. *Physiologia plantarum*, 2008, 133(4): 637–650.

[16]Dreyer I, Uozumi N. Potassium channels in plant cells [J]. *The FEBS Journal*, 2011, 278(22): 4293–4303.

[17]Anschütz U, Becker D, Shabala S. Going beyond nutrition: regulation of potassium homeostasis as a common denominator of plant adaptive responses to environment[J]. *Journal of plant physiology*, 2014, 171(9): 670–687.

[18]Pottosin I, Shabala S. Polyamines control of cation transport across plant membranes: implications for ion homeostasis and abiotic stress signaling[J]. *Frontiers in plant science*, 2014, 5: 154.

[19]Chen Z, Newman I, Zhou M, et al. Screening plants for salt tolerance by measuring K⁺ flux: a case study for barley[J]. *Plant, cell & environment*, 2005, 28(10): 1230–1246.

[20]Wu H, Shabala L, Zhou M, et al. Durum and bread wheat differ in their ability to retain potassium in leaf mesophyll: implications for salinity stress tolerance[J]. *Plant and Cell Physiology*, 2014, 55(10): 1749–1762.

- [21]Zeng F, Shabala L, Zhou M, et al. Barley responses to combined waterlogging and salinity stress: separating effects of oxygen deprivation and elemental toxicity[J]. *Frontiers in plant science*,2013,4:313.
- [22]Hu Y,Schmidhalter U.Drought and salinity:a comparison of their effects on mineral nutrition of plants[J]. *Journal of plant nutrition and soil science*,2005,168(4):541–549.
- [23]Elzenga J T M,van Veen H.Waterlogging and plant nutrient uptake[M]//*Waterlogging signalling and tolerance in plants*.Berlin,Heidelberg:Springer Berlin Heidelberg,2010: 23–35.
- [24]Ma Y,Zhu M,Shabala L, et al. Conditioning of roots with hypoxia increases aluminum and acid stress tolerance by mitigating activation of K^+ efflux channels by ROS in barley: insights into cross-tolerance mechanisms[J]. *Plant and Cell Physiology*,2016,57(1):160–173.
- [25]Zeng F,Konnerup D,Shabala L,et al.Linkage of oxygen availability with membrane potential maintenance and K^+ retention of barley roots: implications for waterlogging stress tolerance[J].*Plant, Cell&Environment*,2014,37(10):2325–2338.
- [26]Wu Q,Su N,Huang X, et al. Hypoxia-induced increase in GABA content is essential for restoration of membrane potential and preventing ROS-induced disturbance to ion homeostasis[J].*Plant Communications*,2021.
- 作者简介:**
张旭丽(1998--),女,汉族,山西省长治市人,硕士,佛山大学,主要研究方向:植物逆境生理。
- *通讯作者:**
黄鑫(1986--),男,汉族,湖南益阳市人,博士研究生,佛山大学,主要研究方向:作物逆境生理,植物电生理。