หอสมุดกลาง สถาบันวิทยบริการ
จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

บทที่ 2

วารสารปริทัศน์

กระบวนการปรับปรุงคุณภาพน้ำ

การปรับปรุงคุณภาพน้ำโดยทั่วไปกระทำกันได้หลายประการแต่สามารถจัดแบ่งได้จากการปฏิบัติ 4 แบบคือ กระบวนการทางกายภาพ, กระบวนการทางชีวภาพ, กระบวนทางเคมี และกระบวนการทางกายภาพเคมี สามารถเลือกใช้วิธีการต่างๆ ได้ตามความเหมาะสมกับแหล่งน้ำและคุณภาพของน้ำที่เข้าสู่ระบบ หรืออาจใช้การผสมผสานกันเพื่อให้เกิดประสิทธิภาพในการปรับปรุงคุณภาพน้ำได้ดียิ่งขึ้น สามารถจำแนกเป็นกระบวนการใหญ่ๆ ได้ดังนี้ (เกรียงศักดิ์ อุดมสินโรจน์, 2539)

1. กระบวนการทางกายภาพ (Physical unit process) คือ การกำจัดหรือแยกของเข็งที่ไม่ละลายน้ำที่จมตัวหรือเขวนลอยอยู่ในน้ำออกไป ขั้นตอนนี้มักเป็นขั้นตอนแรกของการปรับปรุงคุณภาพน้ำ โดยอาศัยหลักการกรองด้วยตะแกรง (screening) การตกตะกอน (sedimentation) การกวน (mixing) การทำให้ลอย (floatation) การกวาด (skimming) การแยกตัวด้วยแรงเหวี่ยง (centrifugation) หรือโดยการอัดอากาศเข้าไปเพื่อให้ฟองอากาศยึดเกาะกับอนุภาคของสาร เป็นต้น กระบวนการทางกายภาพนี้จะช่วยลดค่า BOD ของน้ำได้ แต่จะมีประสิทธิภาพเพียงใดขึ้นอยู่กับคุณภาพของน้ำด้วย

2. กระบวนการทางเคมี (Chemical unit processes) คือวิธีการปรับปรุงคุณภาพน้ำโดยอาศัยปฏิกิริยาทางเคมี เช่น การทำให้เป็นกลาง (neutralization) การทำให้เกิดการตกตะกอน (precipitation) การกำจัดจุลินทรีย์ก่อโรค (disinfection) การปรับค่ากรดเบส (pH adjustment) เป็นต้น ข้อเสียของการเลือกใช้กระบวนการทางเคมีก็คือเมื่อได้เติมสารเคมีลงไปในน้ำแล้วอาจก่อให้เกิดผลกระทบในด้านอื่น ๆ ได้ อีกทั้งมีความยุ่งยาก และซับซ้อนด้วย

3. กระบวนการทางชีวภาพ (Biological unit processes) กระบวนการปรับปรุงคุณภาพน้ำด้วยวิธีทางชีวภาพ เป็นวิธีที่นิยมใช้กันมากที่สุดในการปรับปรุงคุณภาพน้ำ เพราะเป็นวิธีการที่ประหยัด และไม่ยุ่งยากเมื่อเปรียบเทียบกับกระบวนการอื่น จุดประสงค์หลักของกระบวนการทางชีวภาพ ก็เพื่อกำจัดหรือแปรเปลี่ยนสภาพของสารอินทรีย์ ในน้ำ โดยอาศัยจุลินทรีย์ภายใต้สภาวะที่ใช้ออกซิเจน (aerobic) และสภาวะไร้ออกซิเจน (anaerobic) กระบวนการทางชีวภาพ

ประกอบด้วย ระบบกรองไหลผ่าน (tricking filter) ระบบแผ่นหมุนชีวภาพ (rotating biological contractors, RBC) ระบบเอเอส (activated sludge), ระบบปอธรรมชาติ (natural pond) เป็นต้น

4. กระบวนการทางกายภาพเคมี (Physicochemical unit processes) คือวิธีการที่อาศัยทั้งทางกายภาพและทางเคมีเพื่อกำจัดสารอนินทรีย์และสารอินทรีย์ที่ละลายน้ำ โดยวิธีนี้ต้องอาศัยเทคโนโลยีชั้นสูงขึ้นไป ได้แก่ การใช้สารดูดซับ (carbon adsorption) การแลกเปลี่ยนประจุ (ion exchange) การกรองแบบ ultrafiltration ออสโมซิสผันกลับ (reverse osmosis) การแยกด้วยไฟฟ้าและเยื่อกรอง (electrodialysis) เป็นต้น

ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิด (Closed Recirculating Water System)

ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดจัดเป็นระบบการปรับปรุงคุณภาพน้ำระบบหนึ่งคือ เป็นการปรับปรุงคุณภาพน้ำสำหรับการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำ เพื่อให้สามารถหมุนเวียนน้ำกลับมาใช้ได้อีก การปรับปรุงคุณภาพน้ำของระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดส่วนใหญ่อาศัยขั้นตอนการปรับปรุงขั้นใหญ่ ๆ 4 ขั้นตอนคือ

1. การกรองทางชีวภาพ (Biological filtration)
2. การกรองโดยใช้เครื่องกล (Mechanical filtration)
3. การกรองทางกายภาพ (Physical filtration)
4. การกำจัดจุลินทรีย์ก่อโรค (Disinfection)

การกรองทางชีวภาพ (Biological filtration) มีความสำคัญและเป็นขั้นตอนที่มีความ ซับซ้อนมากที่สุด ในที่นี้จึงจะกล่าวถึงรายละเอียดเฉพาะขั้นตอนของระบบการกรองทางชีวภาพ (Biological filtration) เท่านั้น

ระบบการกรองทางชีวภาพในที่นี้ได้รวมถึงการเปลี่ยนแปลงของกระบวนการที่สำคัญทางชีวภาพ โดยแบคทีเรียที่ล่องลอยอยู่ในน้ำ และอาศัยเกาะอยู่ตามผิววัสดุกรองที่นำมาใช้ในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิด มีปฏิกิริยาต่างๆ คือ ammonification nitrification และ denitrification ของสารประกอบไนโตรเจน โดยปฏิกิริยา ammonification และ nitrification เป็นกระบวนการเปลี่ยนรูปของสารประกอบไนโตรเจนในน้ำเท่านั้น แต่ไม่ได้ทำให้สารประกอบไนโตรเจนนั้นหมดไป ในขณะที่ปฏิกิริยา denitrification เป็นกระบวนการที่ทำให้สารประกอบไนโตรเจนในในระบบเพาะเลี้ยงหมดไปได้

กระบวนการ Ammonification

กระบวนการ ammonification เป็นการปลดปล่อยสารประกอบอินทรีย์ไนโตรเจนได้แก่ โปรตีน กรดนิวคลีอิก (nucleic acid) จากเซลล์สัตว์ที่ตายแล้วและอาหารที่สัตว์น้ำกินไม่หมด จนได้เป็นกรดอะมิโน (amino acid) ต่อจากนั้นก็จะเกิดขั้นตอนของกระบวนการ deamination เปลี่ยนกรดอมิโนไปเป็นแอมโมเนีย แอมโมเนียที่เกิดจากกระบวนการ deamination นี้จะเกิดขึ้นในขณะที่สารอินทรีย์ไนโตรเจนถูกออกซิไดส์ และนำไปใช้เป็นแหล่งพลังงานของแบคทีเรีย นอกจากนั้นแอมโมเนียในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำยังเกิดจากการขับถ่ายของเสียออกจากร่างกายของสัตว์น้ำโดยตรงได้อีกด้วย (Yanagita,1990) หลังจากองค์ประกอบของสารอินทรีย์ไนโตรเจนเปลี่ยนรูปเป็นแอมโมเนียเป็นส่วนใหญ่แล้วระบบการกรองทางชีวภาพก็เข้าสู่กระบวนการไนตริฟิเคชัน

กระบวนการ ไนตริฟิเคชัน (Nitrification)

กระบวนการ ไนตริฟิเคชัน คือการออกซิไดส์สารประกอบอนินทรีย์ไนโตรเจน ได้แก่ แอมโมเนียม โดยแบคทีเรีย ในกลุ่มไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย (Nitrifying bacteria) ให้เป็นอนินทรีย์ไนโตรเจนคือ ไนไตรท์ (NO_2^-) และ ไนเตท (NO_3^-) ตามลำดับ ไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย (Nitrifying bacteria) เป็นแบคทีเรียที่พบได้ในดิน น้ำจืด และน้ำทะเล ไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย แบ่งออกได้เป็น 2 กลุ่มคือ กลุ่ม Ammonium oxidizing bacteria เป็นแบคทีเรียที่เปลี่ยนแอมโมเนียม เป็นไนไตรท์ และกลุ่ม Nitrite oxidizing bacteria ที่เปลี่ยนไนไตรท์เป็นไนเตรท ดังสมการที่เกิดขึ้นดังนี้

ขั้นที่ 1 เปลี่ยนแอมโมเนียม (NH_4^+) เป็นไนไตรท์ (NO_2^-) โดยแอมโมเนียมออกซิไดส์ซิ่งแบคทีเรีย

$$2\,NH_4^+ + O_2 \longrightarrow 2NH_2OH + 2H^+$$

$$NH_4^+ + 1.5O_2 \longrightarrow NO_2^- + 2H^+ + H_2O + 275\ KJ$$

ตัวอย่างแบคทีเรียในกลุ่มนี้ได้แก่

Nitrosomonas europaea

Nitrosomonas oligocarbogenes

Nitrosovibrio tenuis

Nitrosococcus nitrosus

Nitrosococcus oceanus

Nitrosospira briensis

Nitrosolobus multiformis

ขั้นที่ 2 เปลี่ยนไนไตรท์ (NO_2^-) เป็นไนเตรท (NO_3^-) โดยไนไตรท์ออกซิไดส์ซิ่งแบคทีเรีย

$$NO_2^- + 0.5O_2 \longrightarrow NO_3^- + 75\ KJ$$

ตัวอย่างแบคทีเรียในกลุ่มนี้ได้แก่

Nitrobacter winogradski

Nitrobactor agilis

Nitrospira gracilis

Nitrococcus mobilus (Bitton, 1994 ; Yanagita, 1990)

แบคทีเรียกลุ่มไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย ส่วนมากจะเป็น chemolithotrophs คือ แบคทีเรียที่ใช้คาร์บอนไดออกไซด์เป็นแหล่งของคาร์บอน และเมื่อแบคทีเรียได้รับอนินทรีย์สารเข้าสู่เซลล์จะทำปฏิกิริยากับออกซิเจนได้พลังงานออกมา พลังงานนี้ทำให้โมเลกุลของน้ำแตกตัวให้ไฮโดรเจนและออกซิเจน ไฮโดรเจนที่ได้จะรวมตัวกับคาร์บอนไดออกไซด์ เกิดเป็นอินทรีย์สารพวกคาร์โบไฮเดรตต่อไป แบคทีเรียกลุ่มไนตริฟายอิ้งแบคทีเรียมีบางชนิดที่เป็น heterotrophs คือ แบคทีเรียที่สร้างอาหารด้วยตัวเองไม่ได้ หรือ chemoautotrotrophic bacteria คือแบคทีเรียที่สร้างอาหารเองได้โดยการสังเคราะห์สารอนินทรีย์ แต่แบคทีเรีย 2 กลุ่มนี้จะเกิดปฏิกิริยาได้ช้ากว่า (Yanagita, 1990 ; Kinne, 1978)

ปัจจัยทางสิ่งแวดล้อมที่มีผลต่อกระบวนการไนตริฟิเคชันคือ

1. <u>ออกซิเจนที่ละลายน้ำ (Dissolved oxygen)</u> เป็นปัจจัยที่มีความสำคัญมากต่อการเกิดกระบวนการไนตริฟิเคชันของแบคทีเรีย ถ้าจะให้กระบวนการไนตริฟิเคชันประสบความสำเร็จ ค่าออกซิเจนที่ละลายน้ำไม่ควรต่ำกว่า 2 มก./ล. แต่ยอมรับได้ถึงค่า 1 มก./ล. เพราะจากสมการ

$$NH_3 + 2O_2 \longrightarrow NO_3^- + H^+ + H_2O$$

จะเห็นได้ว่าในการออกซิไดส์ แอมโมเนีย 1 โมล ต้องใช้ออกซิเจนถึง 2 โมล (Bitton,1994)

2. <u>อุณหภูมิ(Temperature)</u> ไนตริฟายอิ้งแบคทีเรียโดยทั่วไป สามารถเจริญได้ภายใต้อุณหภูมิในช่วง 8-30 ^{0}C แต่อุณหภูมิที่เหมาะสมที่สุดคือ ประมาณ 30 ^{0}C (Hitdlebaugh and Miller, 1981 อ้างโดย Bitton,1994) ส่วนไนตริฟายอิ้งแบคทีเรียในน้ำเค็มได้มีรายงานของ Kawai et al. (1965) อ้างโดย Spotte (1979) รายงานอุณหภูมิที่เหมาะสมที่สุดในการเจริญ และเกิดปฏิกิริยาคือ 30-35 ^{0}C

3. ค่ากรดเบส (pH) ค่ากรดเบส ที่เหมาะสมอยู่ในช่วง 7.5 - 8.5 ถ้าค่ากรดเบสต่ำกว่า 6.0 ปฏิกิริยาไนตริฟิเคชันจะหยุด ต้องแก้ปัญหาด้วยการเพิ่มปริมาณออกซิเจนละลายน้ำ เพื่อลดปริมาณคาร์บอนไดออกไซด์ในน้ำทำให้ค่ากรดเบสสูงขึ้น หรืออาจใช้สารเพิ่มค่าอัลคาลินิตี้ได้บ้างในบางโอกาส

4. อัตราส่วนค่า BOD_5/TKN ค่า TKN (Total Kjeldahl Nitrogen) คือ ผลรวมของสารอินทรีย์ไนโตรเจนทั้งหมดกับแอมโมเนียไนโตรเจนในน้ำ (เกรียงศักดิ์ อุดมสินโรจน์, 2539) Metcalf และ Eddy (1991) อ้างโดย Bitton (1994) รายงานว่า ถ้าอัตราส่วน BOD_5/TKN มากขึ้นจะทำให้กระบวนการไนตริฟิเคชันลดลง

5. การยับยั้งจากสารที่เป็นพิษ (Toxic inhibition) พวกไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย มักจะมีความไวต่อการยับยั้งจากสารประกอบที่เป็นพิษ ซึ่งอาจจะไม่ได้เป็นพิษยับยั้งโดยตรงแต่อาจเกิดผลทางอ้อม เช่น สารประกอบอินทรีย์บางชนิดทำให้ค่าออกซิเจนละลายลดต่ำลงเพราะเกิดการย่อยสลาย ส่วนสารที่มีผลยับยั้งปฏิกิริยาโดยตรงเช่นสารประกอบพวก cyanide thiourea phenol anilines และโลหะหนักบางตัวเช่น silver mercury nickel chromium copper และ zinc เป็นต้น (Bitton,1994)

6. พื้นที่ผิวที่แบคทีเรียอาศัย (surface area) การเพิ่มพื้นที่ผิวในการยึดเกาะของแบคทีเรีย สำหรับกระบวนการ ammonification และไนตริฟิเคชัน (nitrification) เป็นการเพิ่มทั้งจำนวนและเพิ่มการเจริญของแบคทีเรียทำให้ประสิทธิภาพในการเกิดปฏิกิริยาเพิ่มขึ้น ผลของพื้นที่ผิวยึดเกาะของแบคทีเรียต่อการสลายอินทรีย์สารและกระบวนการไนตริฟิเคชันมี 2 ลักษณะ คือ ลักษณะแรก เมื่อมีพื้นที่ผิวสำหรับยึดเกาะเพิ่มขึ้นมา ย่อมสามารถเพิ่มปริมาณแบคทีเรียที่ทำหน้าที่สลายสารอินทรีย์ได้มากขึ้น ลักษณะที่สอง คือ การที่แบคทีเรียสามารถรวมกันเกาะเป็นกลุ่มจำนวนมากได้บนพื้นที่ยึดเกาะทำให้สามารถนำสารอินทรีย์มาใช้ได้มากขึ้น เนื่องจากความสามารถในการดูดซับ (adsorbtion) (Spotte, 1979) สมบัติที่เหมาะสมในการเกิดกระบวนการไนตริฟิเคชันมีหลายประการดังได้รวบรวมไว้ดังในตารางที่ 1

ตารางที่ 1 สมบัติที่เหมาะสมในการเกิดกระบวนการไนตริฟิเคชัน

สมบัติ	ค่าที่เหมาะสม
ช่วงค่ากรดเบสที่เหมาะสม (เกิดไนตริฟิเคชัน 95%)	7.2-8.4
ช่วงอุณหภูมิที่เหมาะสม (เกิดไนตริฟิเคชัน 95%)	15-35 ^{0}C
อุณหภูมิที่เหมาะสมโดยประมาณ	30 ^{0}C
ปริมาณออกซิเจนละลายน้ำ	>1.0 mg/l
การยับยั้งปฏิกิริยาไนตริฟิเคชันจากโลหะหนัก เช่น Cu, Zn, Cd, Ni, Pb, Cr	<5 mg/l
การยับยั้งปฏิกิริยาไนตริฟิเคชันจากสารอินทรีย์ที่เป็นพิษบางชนิด	
Halogen-substituted phenolic compound	0 mg/l
Halogenated solvents	0 mg/l
Phenol และ Cresol	<20 mg/l
Cyanide และ สารประกอบทุกชนิด	<20 mg/l

ดัดแปลงจาก U.S. EPA (1977) อ้างโดย Bitton,1994

กระบวนการดีไนตริฟิเคชัน (Denitrification)

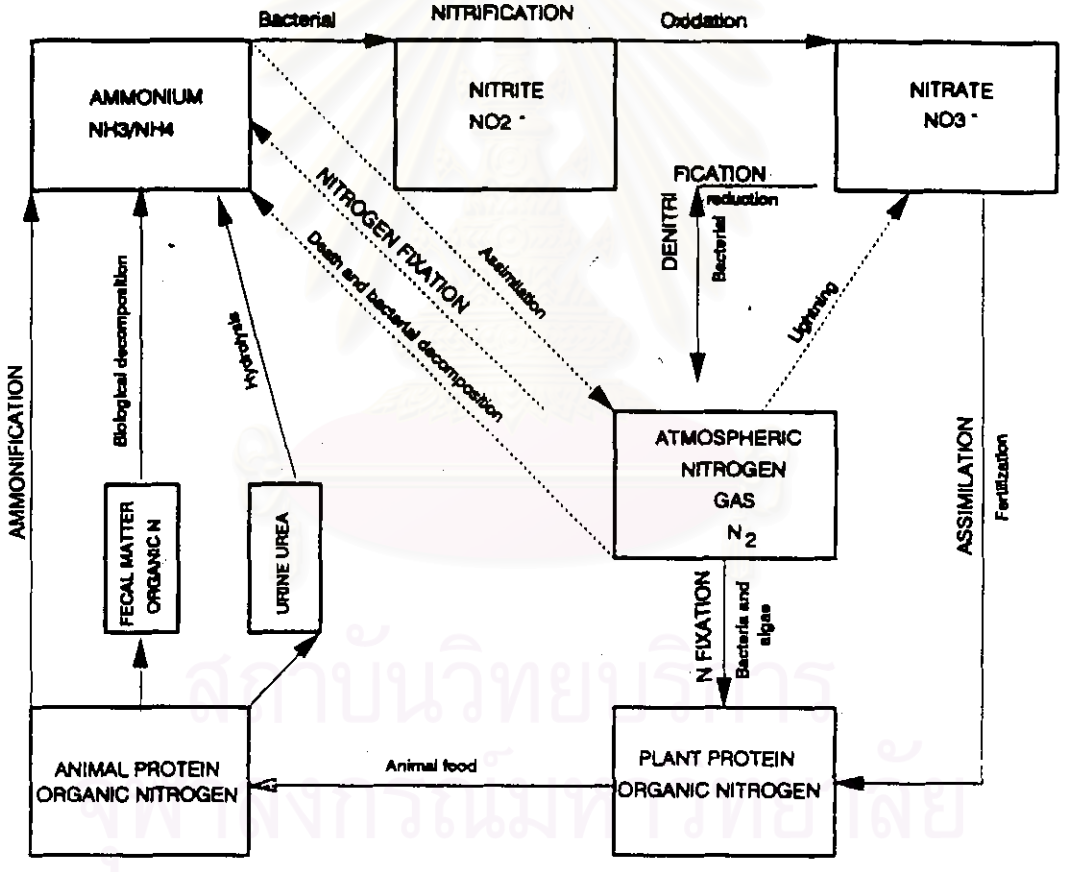
ดีไนตริฟิเคชันคือกระบวนการจากปฏิกิริยาการลดไนเตรท(NO_3^-) และไนไตรท์ (NO_2^-) ให้เป็นไดไนโตรเจน (N_2) หรือไนตรัสออกไซด์ (N_2O) สู่บรรยากาศ ซึ่งเกิดจากกระบวนการของจุลินทรีย์ส่วนใหญ่ในกลุ่ม aerobic heterotrophic bacteria จุลินทรีย์พวกนี้สามารถเปลี่ยนการหายใจแบบใช้ออกซิเจนเป็นตัวรับอิเลคตรอนในสภาวะใช้ออกซิเจน ให้เป็นการหายใจแบบใช้ไนเตรท (NO_3^-) ไนไตรท์ (NO_2^-) ไนตริกออกไซด์ (NO) และ ซัลเฟต (SO_4^{2-}) เป็นตัวรับอิเลคตรอนแทนออกซิเจนได้ในสภาวะไร้ออกซิเจน ตามลำดับ และมีแบคทีเรียบางกลุ่มที่เป็นพวก autotrophic และ photosynthetic bacteria สมการของกระบวนการดีไนตริฟิเคชันที่เกิดขึ้นคือ

$$NO_3^- \xrightarrow{\text{Nitrate reductase}} NO_2^- \xrightarrow{\text{Nitrite reductase}} NO$$

$$NO \xrightarrow{\text{Nitric oxide reductase}} N_2O \xrightarrow{\text{Nitrous oxide reductase}} N_2$$ (Bitton, 1994)

<u>ความสำคัญของปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชัน</u> (Knowles,1982)

1. เป็นกลไกหลักในการลดสารประกอบ ซึ่งเกิดจากการย่อยสลายสารประกอบไนโตรเจน ในธรรมชาติ
2. นำไปประยุกต์ใช้ในการลดปริมาณไนโตรเจนของน้ำเสีย ที่มีสารประกอบไนโตรเจนอยู่สูง เพราะสารประกอบไนโตรเจนดังกล่าวทำให้เกิดพิษต่อสิ่งมีชีวิตในน้ำได้
3. เป็นกระบวนการสำคัญที่ทำให้ ไดไนโตรเจน (N_2) และไนตรัสออกไซด์(N_2O) กลับสู่บรรยากาศ
4. ทำให้วัฏจักรไนโตรเจนสมดุลย์



รูปที่ 1 วัฏจักรของไนโตรเจน ดัดแปลงจาก Barnes and Bliss (1983) อ้างโดย Bitton (1994)

ดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย (Denitrifying bacteria)

แบคทีเรียที่มีความสามารถในการเกิดปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชัน มีอยู่ด้วยกันหลายกลุ่ม โดยมีความหลากหลายทางสรีรวิทยา ได้แก่แบคทีเรียจำพวก Organotrophs Lithotrophs และ Phototrophs ทำให้มีความสามารถในการใช้แหล่งพลังงานได้หลายแบบได้แก่ สารอินทรีย์ อนินทรีย์ แสง และ เคมี แต่แบคทีเรียทุกชนิดในกลุ่มดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย เป็นแบคทีเรียที่ดำรงชีวิตแบบอิสระทั้งหมดไม่พบที่อาศัยอยู่รวมกับสิ่งมีชีวิตอื่นเลย (Bitton, 1994 ; Knowles, 1982)

Delwiche (1981) แบ่งดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรียออกเป็นกลุ่มได้ดังนี้

กลุ่ม Phototrophic bacteria

กลุ่ม Gilding bacteria

กลุ่ม Budding bacteria

กลุ่ม Spiral and curved bacteria

กลุ่ม Gram-negative bacteria

กลุ่ม Gram-negative facultative anaerobic bacteria

กลุ่ม Gram-negative cocci and coccobacilli

กลุ่ม Gram-negative chemolithotrophic sulfur bacteria

กลุ่ม Gram-positive spore-forming bacteria

กลุ่ม Gram-positive nonspore-forming bacteria

และกลุ่ม อื่น ๆ

ดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย ที่มีโอกาสพบได้มากที่สุดในน้ำจืด คือกลุ่ม *Pseudomonas* (*P. fluorescens, P. aeruginosa, P. denitrificans*) และกลุ่ม *Alcaligenes* ซึ่งสามารถอาศัยได้ทั้งในดิน ในแหล่งน้ำธรรมชาติ และน้ำเสีย (Bitton, 1994)

ปัจจัยที่มีผลต่อปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชัน

1. ค่ากรดเบส (pH) ค่ากรดเบสที่เหมาะสมต่อปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันจะเปลี่ยนแปลง ตามไปลักษณะของแบคทีเรียแต่ละชนิด ในน้ำเสียพบว่าช่วงค่ากรดเบสที่ดีคือ 7.0-8.5 โดยค่าที่เหมาะสมคือประมาณ 7.0 ส่วน Delwiche (1981) รายงานว่า *Pseudomonas aeruginosa* เกิดปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันได้ดีในช่วงค่ากรดเบส 5.8-9.2 และช่วงที่เหมาะสมที่สุดคือ 7.0-8.2 และพบว่าหลังปฏิกิริยาจากดีไนตริฟิเคชันแล้วค่ากรดเบสของระบบจะเพิ่มขึ้น

2. อุณหภูมิ (Temperature) Bitton (1994) รายงานว่าปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันในดินจะเกิดได้ดีในช่วงอุณหภูมิ 35-50 ^{o}C ถ้าในสภาพอุณหภูมิต่ำ (5-10 ^{o}C) ในดินและน้ำจะเกิดปฏิกิริยาในอัตราต่ำ Delwiche (1981) รายงานอุณหภูมิที่เหมาะสมคือประมาณ 30 ^{o}C ส่วน Knowles (1982) บอกว่าอุณหภูมิมีความสำคัญต่ออัตราการเกิดปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันมาก แต่การศึกษาส่วนใหญ่พบในดินมากกว่าในน้ำ และสรุปว่าอุณหภูมิสูงจะมีโอกาสเกิดปฏิกิริยาได้มากกว่าที่อุณหภูมิต่ำ

3. ผลจากโลหะปริมาณน้อยบางชนิด

- molybdenum (Mb) เป็นตัวเร่งปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันได้ เพราะ molybdenum มีความจำเป็นต่อ เอนไซม์ nitrate reductase
- Copper (Cu) จำเป็นต่อปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันเพราะเป็นส่วนประกอบของโปรตีนในเอนไซม์ nitrite reductase
- Megnesium (Mg) มีส่วนสำคัญต่อการเจริญของดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย
- Iron (I) ก็มีความจำเป็นต่อเอนไซม์ nitrate reductase และยังช่วยลดผลการยับยั้งปฏิกิริยาจากซัลไฟด์ ได้ด้วย
- Selenium ช่วยให้การจับตัวของอิเลคตรอนดีขึ้น

4. ตัวยับยั้งปฏิกิริยา (Inhibitor) ตัวยับยั้งปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชัน มีน้อยกว่าตัวยับยั้งปฏิกิริยาไนตริฟิเคชัน ตัวยับยั้งที่สำคัญเช่น

- acetylene (C_2H_2) เป็นตัวยับยั้งต่อเอนไซม์ Nitrous oxide reductase ทำให้ได้ออกไซด์ของไนโตรเจนที่เปลี่ยนไป
- ซัลไฟด์ เป็นตัวยับยั้งต่อเอนไซม์ Nitrous oxide reductase เช่นกัน และยับยั้งการลดลงของ NO และ N_2O เป็นสาเหตุสำคัญที่ทำให้เกิดการสะสมของซัลไฟด์ในตะกอนที่พื้นทะเล
- azide cyanide และ CO เป็นตัวยับยั้งปฏิกิริยาการเปลี่ยน N_2O ให้เป็น N_2
- pesticide เช่น Vapam (20 ppm ในดิน) Dalapon (10 ppm ในดิน) และ Toluidine derivatives มีผลยับยั้งต่อปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันโดยตรง (Knowles, 1982)

5. สารประกอบอินทรีย์ (Organic matter) เป็นแหล่งของพลังงานให้กับดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย โดยเป็นตัวให้อิเลคตรอนในการหายใจแก่แบคทีเรีย เพื่อทำให้เกิดขบวนการต่าง ๆ ขึ้นในปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชัน สารประกอบอินทรีย์เหล่านี้ได้จาก 3 แหล่งด้วยกันคือ

1) สารอินทรีย์ที่มีอยู่ในน้ำเสียนั้นๆ เช่น น้ำเสียจากโรงงานผลิตภัณฑ์อาหาร

2) ให้ตะกอนจุลินทรีย์จากภายนอก เป็นวิธีที่ประหยัดเพราะไม่ต้องมีวัสดุยึดเกาะภายนอกให้แบคทีเรีย แต่จะให้แบคทีเรียใช้สารอินทรีย์ที่เหลืออยู่ภายในเซลล์และใช้สารประกอบไนเตรทเป็นตัวรับอิเลคตรอน นั่นคือจุลินทรีย์จะสลายตัวเอง

3) สารอินทรีย์จากแหล่งภายนอก เป็นสารประกอบที่มีคาร์บอนเป็นองค์ประกอบเพียงตัวเดียว เช่น กรดอะซิติก (acetic acid) กรดซิตริก (citric acid) เมธานอล (methanol) และ เอธานอล (ethanol)

โดยเฉพาะ เมธานอล (methanol) เอธานอล (ethanol) และพวก alcoholic wastewater พบว่าถ้ามีในปริมาณที่เหมาะสมแล้วจะทำให้อัตราการเกิดปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันเพิ่มขึ้น 5-10 เท่า ได้โดยไม่มีผลกระทบจากสารประกอบอื่น (Delwiche, 1982)

ดังสมการของการใช้ เมธานอล (methanol) เอธานอล (ethanol) เป็นแหล่งของสารอินทรีย์จากภายนอกที่นิยมใช้กันอย่างแพร่หลาย

methanol

$$NO_3^- + 5/6\ CH_3OH = 1/2N_2 + 5/6\ CO_2 + 7/6\ H_2O + OH^-$$

หรือ $6NO_3^- + 5CH_3OH = 3N_2 + 5CO_2 + 7H_2O + 6OH^-$

ethanol

$$NO_3^- + 5/12\ C_2H_5OH = 1/2N_2 + 5/6\ CO_2 + 3/4\ H_2O + OH^-$$

หรือ $12NO_3^- + 5\ C_2H_5OH = 6N_2 + 10CO_2 + 9H_2O + 12OH^-$ (Lewandowski, 1985)

แต่จากการเปรียบเทียบประสิทธิภาพและ ความเหมาะสมต่อการใช้เป็นแหล่งพลังงานของเมธานอล และ เอธานอลแล้ว Christensson , Lie and Welander (1994) พบว่าควรจะใช้เอธานอล เหมาะสมกว่าเมธานอล เพราะปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันจากการใช้เอธานอลเกิดได้ในช่วงเวลาที่สั้นกว่า และการเจริญของดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรียก็มีสูงกว่า 2-3 เท่าด้วย รวมทั้งเอธานอลยังมีความปลอดภัยและราคาถูกกว่าเมธานอลด้วย

6. <u>ออกซิเจน (Oxygen)</u> เป็นปัจจัยที่สำคัญต่อกระบวนการดีไนตริฟิเคชันมาก เพราะถ้ามีออกซิเจนอยู่ในระบบ แบคทีเรียจะไม่ใช้ไนเตรทเป็นตัวรับอิเลคตรอนในการหายใจ ดังนั้นจึงไม่เกิดปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันขึ้น เนื่องจากการหายใจโดยใช้ออกซิเจนของแบคทีเรีย จะให้ค่าพลังงานมากกว่า (686 Kcal/mole glucose) พลังงานที่ได้จากการหายใจโดยใช้ไนเตรทเป็นตัวรับอิเลคตรอน (570 Kcal/mole glucose) แบคทีเรียจึงเลือกใช้ออกซิเจนมากกว่าเพราะได้ค่าพลังงานที่สูงกว่า

การใช้ไนเตรท และนี่ก็คือเหตุผลสำคัญที่ทำให้ปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชันจะเกิดได้ดีเมื่อไม่มีออกซิเจนหรือมีในปริมาณน้อย (Delwiche, 1970 อ้างโดย Bitton, 1994)

วิธีการวิเคราะห์หาอัตราการเกิดปฏิกิริยาดีไนตริฟิเคชัน

1) โดยการวิเคราะห์ปริมาณ ไนเตรท (NO_3^-) ที่หายไป
2) วิเคราะห์ ปริมาณ N_2 หรือ N_2O ที่เกิดขึ้น
3) ใช้วิธีการหา ^{15}N

วิธีการที่นิยมใช้กันมากคือ การวิเคราะห์หา N_2O ที่เกิดขึ้นโดยใช้ วิธี acetylene inhibition แล้วตรวจหาปริมาณโดยเครื่อง GC (Gas Chromatography) แต่ต้องอยู่ในสภาวะที่สามารถควบคุมปัจจัยได้เพื่อให้การวิเคราะห์หา N_2O มีความถูกต้องมากที่สุด (Bitton,1994)

ชีววิทยาของกุ้งกุลาดำ

กุ้งกุลาดำ มีชื่อทางวิทยาศาสตร์คือ *Penaeus monodon* , Fabricius 1798 ชื่อในภาษาอังกฤษเรียกว่า Grass shrimp หรือ Giant Tiger Prawn จัดจำแนกชนิดทางอนุกรมวิธานได้ดังนี้

Phylum Arthropoda
Class Crustacea
Order Decapoda
Family Penaeidae
Genus *Penaeus*
Species *monodon* (SEAFDEC, 1988)

ลักษณะภายนอก

กุ้งกุลาดำเป็นกุ้งในกลุ่ม (genus) เดียวกับกุ้งแชบ๊วยและกุ้งกุลาลาย เป็นกุ้งทะเลที่มีขนาดใหญ่ ลำตัวเป็นสีม่วงแดงสลับกับแถบสีน้ำตาลหรือดำเป็นปล้องตามขวางลำตัว ลักษณะเปลือกเรียบ เป็นมันเงาไม่มีขน โคนขาว่ายน้ำจะพบแถบสีเหลืองสลับเป็นแถบ หนวดของกุ้งกุลาดำมีสีเข้มไม่มีลายซึ่งแตกต่างจากกุ้งกุลาลายที่หนวดจะมีลายเข้มสลับขาว เปลือกหุ้มส่วนหัวลักษณะเป็นมันไม่มีขน

การแพร่กระจาย

กุ้งกุลาดำเป็นกุ้งที่มีการแพร่กระจายกว้าง แต่ที่พบหนาแน่นมากคือทะเลในเขตร้อน เช่น ประเทศไทย ฟิลิปปินส์ อินโดนีเซีย อินเดีย และประเทศในเขตอบอุ่น เช่น ญี่ปุ่น ออสเตรเลีย เป็นต้น ประเทศไทยพบกุ้งกุลาดำทั้งในอ่าวไทย และทะเลอันดามัน ในอ่าวไทยกุ้งกุลาดำจะแพร่กระจาย ตั้งแต่ชายฝั่ง จังหวัดสงขลา สุราษฎร์ธานี ชุมพร ตราด จันทบุรี และบริเวณอ่าวไทยตอนในแต่พบในปริมาณน้อยกว่า ส่วนทะเลด้านอันดามันพบกุ้งกุลาดำมากกว่าด้านอ่าวไทย โดยมีมากแถบชายฝั่ง จังหวัดสตูล ระนอง กระบี่ ภูเก็ต และ จังหวัดตรัง

กุ้งกุลาดำอาศัยอยู่ตามพื้นท้องทะเลที่มีลักษณะโคลนปนทราย เมื่อกุ้งโตเต็มวัยพบได้บริเวณท้องทะเลลึกตั้งแต่ 30-150 ม. กุ้งที่อาศัยอยู่บริเวณพื้นทะเลที่ลึกกว่าจะมีสีลำตัวแดงกว่ากุ้งที่อาศัยในที่ลึกน้อยกว่า และกุ้งกุลาดำยังเป็นกุ้งที่มีความทนทานต่อการเปลี่ยนแปลงสภาวะแวดล้อมได้ในช่วงกว้าง สามารถอาศัยในน้ำทะเลที่มีความเค็มได้ตั้งแต่ 5-35 ppt อุณหภูมิน้ำตั้งแต่ 22-34 °C

การอพยพย้ายถิ่นและพฤติกรรมการกินอาหาร

กุ้งกุลาดำเป็นกุ้งทะเลที่แสดงพฤติกรรมการย้ายถิ่น การกินอาหาร ตามวัยและขั้นตอนการพัฒนาการของร่างกาย กล่าวคือ กุ้งกุลาดำที่เติบโตเต็มที่เป็นวัยเจริญพันธุ์จะเริ่มอพยพจากบริเวณริมฝั่งทะเลหรือเขตน้ำกร่อยบริเวณปากแม่น้ำลงสู่ทะเลลึกเพื่อเจริญพันธุ์และสืบพันธุ์ต่อไป เมื่อกุ้งตัวเมียมีการพัฒนาการเจริญพันธุ์ของรังไข่เมื่อไข่สุกก็จะปล่อยไข่และน้ำเชื้อจากอวัยวะเก็บน้ำเชื้อจากเพศผู้ออกมาผสมกันขณะเกิดการวางไข่ (Spawning) ไข่ที่ได้รับการผสมจะเจริญและมีพัฒนาการเป็นระยะ ได้แก่ ระยะนอเพลียส (nauplius) ระยะนี้ไม่มีการกินอาหาร ระยะโปรโตซูเอีย (protozoea) เริ่มกินอาหารพวกสาหร่ายเซลล์เดียวขนาดเล็ก ระยะไมซีส (mysis) กินอาหารที่เป็น zooplankton ขนาดเล็ก และระยะกุ้งวัยอ่อน (postlarva) ระยะนี้กุ้งจะกินอาหารที่เป็น zooplankton ขนาดใหญ่หรือชิ้นส่วนของสัตว์อื่นได้แล้ว กุ้งทั้ง 4 ระยะนี้จะอาศัยอยู่บริเวณผิวน้ำและใช้เวลาพัฒนาการประมาณ 2 สัปดาห์ ต่อจากนั้นจึงอพยพเข้าสู่ชายฝั่งบริเวณปากแม่น้ำหรือบริเวณป่าชายเลน จนเจริญเป็นกุ้งระยะวัยรุ่น (juvenile) จึงเริ่มอพยพลงสู่ทะเลลึกต่อไป กุ้งที่มีขนาดใหญ่ขึ้นจะเปลี่ยนนิสัยการกิน ที่กินได้ทั้งพืชและสัตว์ แต่ชอบพวกเนื้อสัตว์มากกว่าทำให้มีลักษณะนิสัยดุร้าย อาจทำร้ายและกินสัตว์ที่อ่อนแอกว่าได้ เช่น พวกหอยสองฝาเปลือกบางได้แก่หอยกะพง หอยลาย หรือสัตว์ที่เคลื่อนที่ช้า

ปัจจัยที่มีผลต่อการเจริญเติบโตและผลผลิตของกุ้งกุลาดำ

1. **อาหาร** กุ้งกุลาดำเป็นสัตว์ที่แสวงหาอาหารอยู่ตลอดเวลา เพื่อให้ได้พลังงานที่เพียงพอต่อการดำรงชีวิต และกิจกรรมอื่นของร่างกาย ถ้าอาหารอุดมสมบูรณ์ และเป็นอาหารที่สมบูรณ์ด้วยโภชนาการและพลังงานอย่างมีสัดส่วนที่เหมาะสมต่อกุ้ง ความสามารถในการเปลี่ยนอาหารให้เป็นผลผลิตของกุ้งก็เกิดขึ้นได้ดีทำให้การเจริญเติบโตสูงขึ้น ในทางตรงข้ามถ้ากุ้งอยู่ในภาวะที่ขาดอาหารอาจจะโดยสาเหตุใดก็ตามจะทำให้น้ำหนักตัวของกุ้งลดลง หรือชะลอการเจริญเติบโตอ่อนแอและอัตราการลอกคราบลดลง

ดังนั้นอาจกล่าวได้ว่าคุณภาพของแหล่งพลังงานในอาหารมีความสำคัญยิ่งต่อการเจริญเติบโตของกุ้ง นอกจากคุณภาพของอาหารแล้วปัจจุบันเรายังพบว่า ความสมดุลย์ของสัดส่วนไขมัน โปรตีน คาร์โบไฮเดรตและพลังงานก็เป็นองค์ประกอบสำคัญที่กำหนดการเจริญเติบโตและความสามารถในการเปลี่ยนอาหารเป็นเนื้อและการเจริญเติบโตของกุ้งด้วย (สมเกียรติ ปิยะธีรธิติวรกุล, 2539ข.)

2. **อุณหภูมิ** กุ้งกุลาดำต้องการอุณหภูมิสำหรับการเจริญเติบโตระหว่าง 25-30 °C และเนื่องจากกุ้งกุลาดำเป็นสัตว์เลือดเย็นอุณหภูมิของร่างกายจึงเปลี่ยนแปลงไปตามสภาพแวดล้อมที่อาศัยอยู่ ดังนั้นเมื่อมีการเปลี่ยนแปลงอุณหภูมิน้ำทำให้เกิดการเปลี่ยนแปลงทาง สรีรวิทยาของกุ้งด้วย เช่น ถ้าอุณหภูมิเพิ่มขึ้น 10 °C ขบวนการทางสรีรวิทยาจะเพิ่มขึ้น 2-3 เท่า ทำให้การเจริญเติบโต หรือน้ำหนักตัวของกุ้งลดลงได้ ในทำนองเดียวกันถ้าอุณหภูมิลดลงทำให้ขบวนการต่าง ๆ ของกุ้งลดลงแล้วทำให้กุ้งกินอาหารได้น้อยก็จะทำให้การเจริญเติบโตลดลงเช่นกัน แต่ถ้าเป็นการเปลี่ยนแปลงของอุณหภูมิตามธรรมชาติจะไม่มีผลต่อการดำรงชีวิตของกุ้ง

3.**ความเค็ม** เป็นองค์ประกอบหนึ่งที่มีผลต่อการเปลี่ยนแปลงขบวนการทางสรีรวิทยาของกุ้งโดยทำให้เปลี่ยนแปลงพลังงานในการหายใจและขับถ่าย ซึ่งมีผลต่อเนื่องถึงอัตราการเจริญเติบโตของกุ้ง ความเค็มที่กุ้งกุลาดำสามารถดำรงชีวิตอยู่ได้ดีจะอยู่ในช่วง 15-30 ppt แต่ค่าความเค็มที่มีค่าเดียวกับความเค็มภายในตัวกุ้งกุลาดำมีค่า 27-28 ppt ที่ระดับความเค็มนี้การใช้พลังงานเพื่อการควบคุมเกลือแร่และการขับถ่ายจะน้อยที่สุด ดังนั้นจึงพบว่ากุ้งมีการเจริญเติบโตดี และอัตรารอดสูง มีการลอกคราบของกุ้งที่เหมาะสมต่อการเติบโตมากที่สุด

ในกรณีที่ใช้น้ำเลี้ยงกุ้งมี ความเค็มสูงกว่าความเค็มของเลือดในตัวกุ้ง น้ำภายในตัวกุ้งจะซึมออกจากตัวกุ้งตลอดเวลา ทำให้กุ้งสูญเสียน้ำในร่างกาย แต่จะแก้ปัญหาโดยดื่มน้ำเค็มเข้าร่างกายแล้วนำน้ำจืดส่วนหนึ่ง ไปทดแทนส่วนที่เสียไป ส่วนในกรณีที่น้ำในบ่อเลี้ยงกุ้งมีความเค็มต่ำกว่าความเค็มของเลือดในตัวกุ้งน้ำจากภายนอกจะเข้าสู่ตัวกุ้งทำให้เลือดในตัวกุ้งเจือจางกุ้งจึงต้อง

ขับน้ำส่วนเกินออกจากร่างกายเพื่อรักษาระดับความเข้มข้นของเลือดให้คงที่ (วัลลภ คงเพิ่มพูน, 2532 อ้างโดย วรรนิภา เพี้ยนภักตร์, 2539)

4. **แสง** แสงมีอิทธิพลต่อการกินอาหารของกุ้ง โดยปกติกุ้งทะเลไม่ชอบแสงที่สว่างมาก เพราะในธรรมชาติกุ้งจะอาศัยอยู่ที่พื้นท้องทะเล หรือฝังตัวอยู่ตามพื้น และกินอาหารเมื่อมีแสงน้อย ถ้ามีแสงสว่างมาก จะทำให้กุ้งมีอาการเครียด กินอาหารได้น้อยลง ในการเลี้ยงจึงควรควบคุมแสงให้น้อยที่สุดประมาณ 10 % ของแสงธรรมชาติ การลดแสงสว่างยังเป็นตัวช่วยลดความเครียดของกุ้ง ทำให้กุ้งไม่มีอาการตื่นตระหนก สามารถกินอาหารและดำรงชีวิตอย่างปกติได้ดีขึ้น

5. **ความหนาแน่นของกุ้งที่เลี้ยง** ถ้ากุ้งอาศัยอยู่รวมกันหนาแน่นมากทำให้เกิดปัจจัยจำกัด คือออกซิเจน อาหารและที่อยู่ ทำให้การเติบโตของกุ้งต่ำกว่าการเลี้ยงกุ้งที่ความหนาแน่นต่ำกว่า เพราะกุ้งมีนิสัยดุร้ายถ้าเลี้ยงหนาแน่นโดยอาหารมีไม่เพียงพออาจทำให้กุ้งต่อสู้และกินกันเอง นอกจากนั้นอาจมีผลทำให้เกิดปัญหาจากการสะสมของเสียจากกุ้งทำให้คุณภาพน้ำเลวลง เช่น ปริมาณออกซิเจนในน้ำลดต่ำลง

6. **ออกซิเจน** (Oxygen) เป็นปัจจัยสำคัญที่สุดในการเลี้ยงกุ้งเพราะกุ้งจะใช้ออกซิเจนเพื่อการหายใจ และออกซิเจนยังช่วยในการย่อยสลายเศษอาหาร และสิ่งขับถ่ายต่างๆ ของกุ้งด้วย การเปลี่ยนแปลงปริมาณออกซิเจนในน้ำมีผลต่อการกินอาหารและการหายใจ หรือการทำงานของระบบต่างๆ ในร่างกายกุ้ง ออกซิเจนที่ละลายในปริมาณต่ำกว่า 4 mg/l อาจไม่ทำอันตรายต่อกุ้งในภาวะปกติ แต่มีผลโดยตรงต่อกุ้งที่กำลังลอกคราบ หรือเพิ่งลอกคราบใหม่เพราะช่วงนี้กุ้งจะต้องการออกซิเจนมากกว่าปกติ ฉะนั้นจำเป็นต้องควบคุมปริมาณออกซิเจนที่ละลายน้ำให้สูงกว่า 4 mg/l โดยเฉพาะกุ้งที่มีขนาดใหญ่ซึ่งจะมีความต้องการออกซิเจนมากกว่าเพราะมีน้ำหนักมาก ถ้าปริมาณออกซิเจนที่ละลายน้ำต่ำกว่า 3 mg/l จะทำให้กุ้งไม่กินอาหาร ลดการเคลื่อนไหวและอาจอ่อนแอจนตายในที่สุด

7. **ขนาดและอายุของกุ้ง** ขนาดและอายุของกุ้งมีความสัมพันธ์กับการหายใจ และการกินอาหารของกุ้ง เพราะกุ้งขนาดใหญ่มีการสูญเสียพลังงานไปในกิจกรรมต่าง ๆ ของร่างกายมากกว่ากุ้งขนาดเล็ก แต่เมื่อเทียบเป็นความต้องการพลังงานต่อกรัมน้ำหนักกุ้งพบว่า กุ้งขนาดเล็กมีค่าสูงกว่ากุ้งขนาดใหญ่ เนื่องจากสัตว์ที่มีขนาดเล็กมีการเผาผลาญพลังงานต่อกรัมหน้ำหนักสูงกว่า ดังนั้นกุ้งขนาดเล็กจึงมีการกินอาหารบ่อยครั้งกว่ากุ้งขนาดใหญ่ และจำเป็นต้องให้อาหารกุ้งขนาดเล็กที่มีค่าพลังงานจากโปรตีนสูงกว่าด้วย

8. **ค่ากรดเบส (pH)** ค่ากรดเบสที่เหมาะสมในการเลี้ยงกุ้งควรมีค่าอยู่ ระหว่าง 7.5-8.5 โดยปกติค่ากรดเบสจะไม่เปลี่ยนแปลงมากนัก แต่จะเปลี่ยนแปลงได้ถ้าเกิดการสะสมหรือเน่าเสียของอาหารที่ตกค้างหรือจากสิ่งขับถ่ายของกุ้ง ซึ่งถ้ามีการเปลี่ยนแปลงค่ากรดเบสจะส่งผลต่อการเติบโต และการลอกคราบของกุ้ง วิชัย ลาภจตุพร และ อรทัย เดียววาณิชย์ (2535) ได้สรุปผลของความเป็นกรดด่างต่อการเจริญของกุ้งกุลาดำไว้ดังนี้

ค่ากรดเบส (pH)	ผลต่อกุ้งกุลาดำ
< 5	เป็นอันตราย อาจทำให้กุ้งตายได้อย่างรวดเร็ว
5–7	ชะงักการเจริญเติบโต การลอกคราบผิดปกติ กินอาหาร ลดลงหรืออาจตายได้ถ้าอยู่ในสภาพนี้นาน ๆ
7.5-8.5	เหมาะสม
8.5-10.5	ชะงักการเจริญเติบโต การลอกคราบผิดปกติ กินอาหารลดลงหรืออาจตายได้ถ้าอยู่ในสภาพนี้นาน ๆ
>10.5	เป็นอันตราย อาจทำให้กุ้งตายได้อย่างรวดเร็ว

9. **แอมโมเนียม** (Ammonium-NH_4^+) แอมโมเนียมในระบบเพาะเลี้ยงเกิดจากการย่อยสลายของสารอินทรีย์ (organic substance) โดยแบคทีเรีย ได้แก่ เศษอาหารที่กุ้งกินเหลือและสิ่งขับถ่ายของกุ้ง ซึ่งแบคทีเรียจะย่อยสลายโปรตีนและกรดอมิโนได้แอมโมเนียม เรียกว่ากระบวนการ Ammonification แอมโมเนียที่อยู่ในน้ำจะมีอยู่ 2 รูปคือแอมโมเนียที่ไม่ไอโอไนซ์หรือ Unionized ammonia ได้แก่ NH_3 ซึ่งมีความเป็นพิษต่อสัตว์น้ำหรือกุ้ง และอีกรูปหนึ่งคือแอมโมเนียมอิออน หรือ Ionized ammonia ได้แก่ NH_4^+ ซึ่งจะเป็นพิษต่อสัตว์น้ำ หรือ กุ้งน้อยกว่าแอมโมเนียที่ไม่ไอโอไนซ์ แอมโมเนียทั้ง 2 รูปจะอยู่ในรูปใดมากหรือน้อยขึ้นอยู่กับค่ากรดเบส และอุณหภูมิของน้ำดังสมการ

$$NH_4^+ \longleftrightarrow NH_3 + H^+$$

ค่ากรดเบสมีผลต่อความเข้มข้นของแอมโมเนียมากกว่าอุณหภูมิ โดยเมื่อค่ากรดเบสของน้ำสูงขึ้น แอมโมเนียที่ไม่ไอโอไนซ์ (NH_3) จะสูงขึ้นด้วยทำให้มีความเป็นพิษต่อสัตว์น้ำมากขึ้น (ก่อเกียรติ กูลแก้ว และ โสภณ อ่อนคง, 2540) จากรายงานของ คลิ้อด อี บอยด์, 2531 (อ้างโดยก่อเกียรติ กูลแก้ว และ โสภณ อ่อนคง, 2540) พบว่าพิษเฉียบพลันของแอมโมเนียที่ไม่ไอโอไนซ์ (NH_3) ในเวลา 24-72 ชม. มีความเข้มข้นระหว่าง 0.4-2 mg/l ซึ่งถ้าเปรียบเทียบกับตาราง

ของคล็อด อี บอยด์ (2531) แล้ว แอมโมเนียมปริมาณ 15.62 mg/l NH_4-N จึงจะให้แอมโมเนียที่ไม่ไอโอไนซ์ความเข้มข้น 0.4 mg/ l NH_3-N เมื่อมีค่ากรดเบส 7.5 และอุณหภูมิน้ำ 30 ^{o}C

จากรายงานพิษเฉียบพลัน (acute toxicity) ของแอมโมเนียเวลา 96 ชม. ต่อกุ้งกุลาดำวัยรุ่น โดย Allan, Maguire and Hopkins (1990) พบว่า ค่า 96-h LC_{50} มีค่า 1.69 mg/l NH_3-N (37.4 mg/l NH_4-N) และรายงานค่าแอมโมเนียที่ทำให้อัตราการเติบโตของกุ้งกุลาดำลดลง 5 % ถ้าอาศัยนานกว่า 3 สัปดาห์ คือ 0.21 mg/l NH_3-N (4.1 mg/l NH_4-N) ส่วน Chen,Liu and Lei (1990) ได้รายงานค่าความปลอดภัยที่เหมาะสมต่อการดำรงชีวิตของกุ้งกุลาดำตัวเต็มวัย (adolescents) ที่ความเค็ม 20 ppt ค่ากรดเบสของน้ำ 7.57 อุณหภูมิ 24.5 ^{o}C คือ 4.26 mg/l NH_4-N หรือเท่ากับ 0.08 mg/l NH_3-N

แอมโมเนียมส่งผลต่อการเจริญเติบโตของกุ้ง เพราะทำให้ความสามารถในการขับถ่ายแอมโมเนียจากตัวกุ้งลดลง ระดับแอมโมเนียในเลือดและเนื้อเยื่อของกุ้งจึงเพิ่มสูงขึ้นส่งผลให้ค่ากรดเบสของเลือดกุ้งเพิ่มขึ้น นอกจากนั้นแอมโมเนียจะทำให้เนื้อเยื่อกุ้งใช้ออกซิเจนเพิ่มขึ้น แล้วยังทำลายและลดความสามารถของเลือดในการขนส่งออกซิเจนทำให้กุ้งเครียด มีโอกาสติดเชื้อได้ง่าย และอาจถึงขั้นวิกฤตทำให้กุ้งตายได้ในที่สุด (ชลิต โนระดี, 2535)

10. **ไนไตรท์** (NO_2^-) ในสภาวะที่มีออกซิเจน แบคทีเรียจำพวกไนตริฟายอิ้งแบคทีเรีย (Nitrifying bacteria) จะเปลี่ยนแอมโมเนียให้เป็นไนไตรท์และไนเตรทตามลำดับ ซึ่งไนไตรท์มีความเป็นพิษต่อสัตว์น้ำมากกว่าไนเตรท แต่น้อยกว่าแอมโมเนีย (Spotte, 1979) ความเป็นพิษของไนไตรท์ต่อสัตว์น้ำเกิดจากการที่ไนไตรท์ไปออกซิไดส์เหล็กซึ่งเป็นองค์ประกอบของฮีโมโกลบิน (hemoglobin) ในเลือดทำให้กลายเป็นเมทฮีโมโกลบิน (methemoglobin) ซึ่งไม่สามารถถ่ายทอดออกซิเจนได้ ทำให้สัตว์ตายเนื่องจากขาดออกซิเจน ส่วนความเป็นพิษของไนไตรท์ต่อกุ้งกุลาดำคาดว่ากระบวนการเป็นพิษของไนไตรท์คงจะคล้ายกันเพียงแต่ความเป็นพิษจะลดลงเพราะในเลือดของกุ้งประกอบด้วยฮีโมไซยานิน (hemocyanin) ไม่ใช่ฮีโมโกลบิน และปริมาณคลอไรด์ไอออนที่มีมากในน้ำทะเลจะเป็นตัวช่วยยับยั้งการดูดซึมของไนไตรท์ (NO_2^-) ของสัตว์ทะเลน้อยลงได้ (Spotte, 1979) ดังนั้นความเป็นพิษของไนไตรท์ต่อกุ้งกุลาดำและสัตว์ทะเลจึงค่อนข้างต่ำกว่าสัตว์น้ำจืด จากรายงานค่าความปลอดภัยของกุ้งกุลาดำตัวเต็มวัย (adolescents) ของ Chen et al.(1990) รายงานว่าไม่ควรเกิน 10.60 mg/l NO_2 - N ที่ความเค็ม 20 ppt ค่ากรดเบสของน้ำ 7.57 และ อุณหภูมิ 24.5 ^{o}C

หอสมุดกลาง สถาบันวิทยบริการ
จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

11. ไนเตรท (NO_3^-) ความเป็นพิษของไนเตรทมีรายงานน้อย เนื่องจากไนเตรทไม่ก่อให้เกิด พิษเฉียบพลัน (acutely toxic) ไนเตรทจะทำให้สุขภาพสัตว์น้ำไม่ดี เกิดความอ่อนแอ กินอาหารน้อยลง และมีโอกาสติดเชื้อได้ง่าย แต่ไนเตรทจะมีความเป็นพิษมากขึ้นถ้ากุ้งหรือสัตว์น้ำต้องอาศัยอยู่ในน้ำที่มีความเข้มข้นของไนเตรทมาก เป็นเวลานาน Whitson, Turk and Lee (1993) กล่าวว่าไนเตรทในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำไม่ควรมีความเข้มข้นมากกว่า 50 mg/l NO_3-N

ในระบบการเลี้ยงสัตว์น้ำส่วนใหญ่โดยเฉพาะกุ้งกุลาดำ เมื่อปริมาณไนเตรทในระบบมากขึ้นส่วนใหญ่แล้วจึงเปลี่ยนน้ำใหม่เข้าสู่ระบบเลี้ยงเพื่อลดปริมาณไนเตรทในระบบให้น้อยลง โดยยังไม่มีการพัฒนาวิธีการลดปริมาณไนเตรทในระบบเลี้ยงสัตว์น้ำโดยวิธีอื่นขึ้นมามากนัก

วัลลภา คงเพิ่มพูน (2532) อ้างโดย วรรนิภา เพี้ยนภักตร์ (2539) ได้สรุปผลของไนเตรทต่อสัตว์น้ำไว้ดังนี้

ระดับไนเตรท (mg/l NO_3- N)	คุณภาพน้ำ
0-12.5	ดีมาก
12.5-25	ปานกลางควรเปลี่ยนน้ำบ้าง
25-50	ไม่ดีเริ่มมีมลภาวะต้องมีการเปลี่ยนน้ำ
>50	จำเป็นต้องเปลี่ยนน้ำในระบบการเลี้ยงสัตว์น้ำ

การนำหลักการของระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดมาใช้เพื่อการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำ

ได้มีการนำระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดมาใช้กับการเพาะเลี้ยงสัตว์น้ำหลายรูปแบบ โดยอาจจะจำแนกเป็นประเภทของสัตว์น้ำได้ 3 ชนิดคือ

1. ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดเพื่อการเพาะเลี้ยงปลาและปลาไหล

1.1 ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดเพื่อการเพาะเลี้ยงปลา ตัวอย่างเช่น การเลี้ยงปลาในประเทศจีนได้พัฒนามาเป็นเวลานานโดย Young-ling (1990) ได้กล่าวว่าการเลี้ยงปลาในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดได้พัฒนามาตั้งแต่ปี 1977 โดยเริ่มมีการกรองโดยใช้หลักการทางฟิสิกส์คือการกรองด้วยความดันผ่านทรายซึ่งไม่ประสบความสำเร็จนัก แต่ก็นำไปสู่การพัฒนาความคิดและหลักการพัฒนาระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดในเวลาต่อมาคือ มักกระทำด้วยหลักการใหญ่ๆ 2 หลักการ 1). ใช้ตัวกรองแบบหมุน (Biodrum) และตัวกรองทางชีวภาพ โดยทดลองเลี้ยงปลานิลเป็นเวลา 4 เดือน พบว่าปลานิลมีอัตรารอดสูงถึง 95 % แต่ไนเตรทมีค่าสูงมากคือ <5,000 mg/l ปริมาณออกซิเจนละลายน้ำ 2.5 mg/l และแอมโมเนียไนโตรเจนรวม 0.5-1.0 mg/l แต่คุณภาพน้ำด้านอื่นอยู่ในระดับปกติ 2). ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดอยู่ร่วมกันระหว่างบ่อเลี้ยงและ ตัวกรอง

ทางชีวภาพ (พื้นที่ 17.20 % อยู่ตรงกลางบ่อเลี้ยงปลา) ปริมาตรน้ำโดยรวม 1,800 ลบ.ม. ให้ผลผลิตปลานิล 100ตัน/ปี โดยที่คุณภาพน้ำอยู่ในเกณฑ์ปกติ

การทดลองอื่นส่วนใหญ่ได้ทดลองกับการเลี้ยงปลานิล (Tilapia) คือ การทดลองของ Koiller and Avtalion (1985) ทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดขนาดเล็กเป็นระยะเวลา 6 เดือน โดยมีตัวกรองทางชีวภาพอยู่ที่พื้นบ่อ (พื้นที่ผิว 3,500 ตร.ซม.) พบว่าในบ่อเลี้ยงโดยใช้แสงธรรมชาติ ความเข้มข้นของแอมโมเนียม (NH_4^+) และไนไตรท์ (NO_2^-) อยู่ในช่วง 0.05-0.5 mg/l ค่าไนเตรท 10-40 mg/l NO_3 ส่วนบ่อที่เลี้ยงโดยใช้การปิดเปิดแสงไฟ มีความเข้มข้นของแอมโมเนียม และไนไตรท์สูงกว่า คือ 0.15-3 mg/l NH_4– N และ 0.05-0.8 mg/l NO_2 -N ตามลำดับ ค่าไนเตรท 10-40 mg/l NO_3–N โดยค่ากรดเบสและอุณหภูมิไม่แตกต่างกัน และการทดลองของ Shrestha and Knud-Hansen (1994) ทดลองกับปลานิลแดง (nile tilapia) ในบ่อคอนกรีตนอกอาคาร เป็นเวลา 8 สัปดาห์ โดยใช้วัสดุยึดเกาะสำหรับแบคทีเรียเป็นแผ่นพลาสติกขนาดเล็กต่อกันเป็นแผง ใส่ในบ่อเลี้ยงปลา พบว่าคุณภาพน้ำไม่มีความแตกต่างกัน กับระบบที่ไม่มีวัสดุยึดเกาะสำหรับแบคทีเรีย ส่วนปลานิลสีน้ำเงิน (blue tilapia) น้ำหนักเฉลี่ย 27.3 กรัม ที่เลี้ยงในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดขนาด 100 ลิตร โดยมีการกำจัดคลอรีน และฆ่าเชื้อด้วยแสง UV ตลอดเวลา 200 วัน พบว่าถ้าต้องการผลผลิตปลาในปริมาณมาก ควรเลี้ยงปลาในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดที่มีระดับออกซิเจนละลายที่เหมาะสมไม่สูงและต่ำเกินไป (Papoutsoglou and Tziha, 1996)

ส่วน Reyes and Lawson (1996) ก็ทดลองเลี้ยงปลานิลในระบบหมุนเวียนแบบปิดที่มีการกรองโดยวัสดุกลมแบบลอยตัว (Floating Bead Filter, FBF) จากเม็ดโพลีเอธีลีน ร่วมกับระบบตัวกรองทางชีวภาพแบบหมุน (Rotating Biological Contractor, RBC) และฆ่าเชื้อด้วยแสง UV พบว่าระบบนี้มีประสิทธิภาพในการลดปริมาณแอมโมเนียรวม (TAN) และไนไตรท์ที่สมบูรณ์คือ 60.6 กรัม TAN /วัน และ 59.6 กรัม NO_2 /วัน ตามลำดับ โดยประสิทธิภาพของ FBF ในการลดแอมโมเนียและไนไตรท์คือ 56.2 มก. TAN /ตร.ม./วัน และ 13.1 mg NO_2 /ตร.ม./วัน แต่พบว่าระบบมีการสะสมของไนเตรทสูงคือ 47.25%

สำหรับปลาชนิดอื่นที่ได้มีผู้ทำการทดลองเลี้ยงในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดคือปลาเรนโบว์เทร้าท์ (Kaiser and Schmitz, 1988) ใช้ระบบกรองทางชีวภาพแบบจานหมุน (Rotating Disc Filter, RDF) และถังตกตะกอน โดยเพิ่มจำนวนแบคทีเรียก่อนการทดลองจากการใส่อาหารปลาไปในระบบ แต่พบว่าเมื่อเลี้ยงปลาเทร้าท์แล้วคุณภาพน้ำที่ได้ไม่ดีนักคือค่ากรดเบสของน้ำลดลงและเกิดการสะสมของไนเตรทประมาณ 30 mg/l ภายในเวลา 118 วัน แต่สามารถควบคุม

ปริมาณไนไตรท์ให้คงที่ได้ 0.05-0.1 mg/l NO_2 -N ส่วนแอมโมเนียมเพิ่มขึ้นในปริมาณไม่มาก คือ 0.5-2 mg/l NH_4 Schuster and Stelz (1998) ได้ทดลองเลี้ยงปลาเรนโบว์เทร้าท์ในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดที่มีระบบการกรองแบบจานหมุน (Rotating Disc Contractor, RDC) และถังตกตะกอนเช่นกัน แต่เป็นเวลาแค่ 17 วัน พบว่าที่ระดับโปรตีนในอาหารที่ให้ปลาเท่ากันถ้าไม่มีการดูดตะกอนอาหารออกเลยกลับมีการสะสมของไนเตรทในปริมาณต่ำกว่า (<50 mg/l NO_3) แต่ถ้ามีการดูดตะกอนออกทุกวัน มีไนเตรทสะสมในระบบถึง 100 mg/l NO_3 โดยสันนิษฐานว่าเกิดดีไนตริฟายอิ้งแบคทีเรียขึ้นในตะกอนของอาหาร

นอกจากนั้น Blancheton and Canaguier(1995) ได้เลี้ยงปลาเก๋า (Saebass) วัยอ่อนและพ่อแม่พันธุ์ ในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดที่มีการกรองตะกอน การฆ่าเชื้อด้วยแสง UV และมีถังตัวกรองทางชีวภาพ พบว่าคุณภาพน้ำในบ่อพ่อแม่พันธุ์ในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดมีคุณภาพดีกว่าปลาเก๋าที่เลี้ยงในระบบหมุนเวียนน้ำแบบเปิด แม้ว่าหลังจากผ่านระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดแล้ว ปริมาณแบคทีเรียและปริมาณสารแขวนลอยในน้ำจะมีมากขึ้นก็ตาม

1.2 ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดเพื่อการเพาะเลี้ยงปลาไหล เช่น การทดลองของ Heinsbroek and Kamstra (1990) ได้เลี้ยงปลาไหลในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิด ที่มีระบบกรองลดสารแขวนลอย, ระบบกรองทางชีวภาพ และถังเพิ่มออกซิเจนที่ละลายน้ำ โดยทำทั้งการเลี้ยงปลาไหลเพื่อการค้า และ เพื่อการทดลอง พบว่าปริมาณสารแขวนลอย, แอมโมเนียม (NH_4^+) และไนไตรท์ (NO_2^-) ของทั้ง 2 ระบบมีปริมาณสูง โดยได้สรุปว่าถ้าจะให้ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดมีประสิทธิภาพสูงแล้วต้องมีการออกแบบและการจัดการที่ดีโดยต้องคำนึงถึงปัจจัยหลายอย่างคือ

1). อัตราการส่งน้ำกลับไปยังบ่อเลี้ยง

2). ความเหมาะสมของอัตราการพ่นน้ำไปยังตัวกรองทางชีวภาพ

3). ปริมาตรรวมของระบบและพื้นที่ผิวของตัวกรองทางชีวภาพ

รวมทั้งต้องคำนึงถึงผลการทดลองด้านคุณภาพน้ำเป็นประการสำคัญ เช่นปริมาณสารแขวนลอยในน้ำ คาร์บอนไดออกไซด์และไนไตรท์ การนำหลักการของระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดมาเลี้ยงปลาไหลทางการค้าในระบบฟาร์มโดย Kamstra, Heul and Nijhof (1998) จำนวน 14 ฟาร์ม โดยมีระบบกรองแบบไหลผ่าน 2 แบบคือแบบแรกโดยตัวกรองแบบจมตัว (submerged filter) และการกรองแบบไหลผ่าน (trickling filter) โดยมีปริมาตร 18 ลบ.ม. ส่วนแบบที่สอง มีระบบชับเคลื่อนอัตโนมัติโดยใช้ตัวกรองแบบสามเหลี่ยม และตัวกรองแบบหมุน (drum filter) โดย

มีปริมาตรน้ำมากกว่าแบบแรกคือ 16-180 ลบ.ม. แต่คุณภาพน้ำที่ได้ไม่แตกต่างกันมากนักคือ ไนไตรท์มีค่า 0.2-0.5 ก./ลบ.ม. ปริมาณแอมโมเนียม เฉลี่ย 1.3 ± 1.6 ก./ลบ.ม.

ส่วนการทดลองของ Knosche (1994) ได้เปรียบเทียบระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดปริมาตร 100 ตัน ในการเลี้ยงปลาไหลคือ แบบแรกใช้วัสดุกรองแบบสามเหลี่ยมเล็กๆ และระบบการกรองแบบไหลผ่าน (Trickling filter) แบบที่สองมีระบบ Activated sludge ร่วมกับการกรองทางชีวภาพแบบจานหมุน ผลปรากฏว่าความเข้มข้นของแอมโมเนียมและไนไตรท์ในระบบแรกมีค่าสูงกว่าและเปลี่ยนแปลงไปในปริมาณมากคือ 0.5-1.0 mg/l NH_4 –N และ 2-4 mg/l NO_2 –N ตามลำดับ ส่วนระบบที่สอง ความเข้มข้นของแอมโมเนียมเหลืออยู่ต่ำกว่า 1 mg/l NH_4 –N และไนไตรท์มีความเข้มข้น 0-0.5 mg/l NO_2–N การทดลองของ Nijhof (1995) ซึ่งได้ทดลองระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดปริมาตร 5.5 ลบ.ม. ที่ประกอบด้วยระบบการกรองแบบไหลผ่านเม็ดพลาสติกขนาดเล็กและมีระบบการเพิ่มออกซิเจนในการเลี้ยงปลาไหลโดย พบว่าลักษณะการปิดเปิดของระบบกรองมีผลต่อการออกซิไดส์แอมโมเนีย เพราะถ้าปริมาตรลดลงทำให้การกรองและประสิทธิภาพของระบบลดลงด้วย และอัตราการเกิดปฏิกิริยาไนตริฟิเคชันจะสูงขึ้นถ้าปริมาตรน้ำที่รับเข้าสู่ระบบมีมากขึ้น รวมทั้งอัตราการเจริญของแบคทีเรียและความเข้มข้นของแอมโมเนียขึ้นอยู่กับปัจจัยจากการออกแบบและการลดลงของแอมโมเนียต่อหน่วยการกรองมีผลมาจากขนาดและรูปแบบของระบบกรองเป็นสำคัญ

2. ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดเพื่อการเพาะเลี้ยงหอยและหมึก

Macmillan et al. (1994) ได้ทำการศึกษาการเลี้ยงหอยสองฝาหลายชนิด ในระบบหมุนเวียนน้ำทะเลเทียมแบบปิดในห้องปฏิบัติการ ได้แก่ หอยเชลล์น้ำตื้น (bay scallops) หอยแมลงภู่ (blue mussels) หอยนางรมจากตะวันออก (eastern oysters) หอยรางรมจากยุโรป (european oysters) หอยเชลล์น้ำลึก (sea scallops) หอยกาบเปลือกบาง (softshell clams) และหอย quahaugs (หอย 2 ฝาเปลือกแข็งชายฝั่งอเมริกาเหนือ) โดยเลี้ยงหอยทุกชนิดในถังไฟเบอร์กราส 400 ลิตร ตั้งแต่เป็นตัวอ่อน โดยในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดดังกล่าวมีการกรอง (สารแขวนลอย, การกรองด้วยคาร์บอน) การฆ่าเชื้อด้วยแสง UV ระบบกรองทางชีวภาพ และมีการปรับอุณหภูมิน้ำให้เย็นลง รวมปริมาตรของระบบทั้งหมด 2,300 ลิตร ผลปรากฏว่าตลอดการทดลอง 22 เดือน คุณภาพน้ำอยู่ในเกณฑ์ดีมากคือ แอมโมเนีย (NH_3) < 0.004 mg/l ไนไตรท์ < 0.01 mg/l ไนเตรท < 19.16 mg/l และ ค่ากรดเบส 8.0-8.4 แล้วยังพบว่าอัตรารอดของหอยชุดควบคุมมีสูงมากคือ 79.9-100 % ส่วนชุดทดลองมีอัตรารอด 74.8- 98.8 %

ส่วน Yang et al. (1989) ได้ทดลองเลี้ยงหมึกกระดองตลอดวงจรชีวิตในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิด เป็นระยะเวลา 5 ปี โดยใช้ปอกลมเส้นผ่าศูนย์กลาง 2 ม. ขนาด 3,000 ล. (ปอ CT) สำหรับการเลี้ยงพ่อแม่พันธุ์จนฟักไข่และมีอายุ 60 วัน ในน้ำทะเลธรรมชาติ และบ่อเลี้ยงตั้งแต่ตัวอ่อนจนเป็นตัวเต็มวัยด้วยน้ำทะเลเทียม (ปอ RW) รูปสี่เหลี่ยมผืนผ้าปริมาตร 14,850 ลิตร ทั้ง 2 ระบบประกอบด้วยตัวกรองทางชีวภาพ (จากเปลือกหอยนางรม) เครื่องกำจัดฟอง การกรองสารแขวนลอย กรองผ่านคาร์บอน และ ฆ่าเชื้อด้วยแสง UV ผลปรากฏว่าคุณภาพน้ำทุกด้านอยู่ในเกณฑ์ดีมาก ทั้ง 2 ระบบการทดลอง คือ ปอ CT มีความเข้มข้นของแอมโมเนีย < 0.01 mg/l NH_4- N , ไนไตรท์ < 0.01 mg/l NO_2- N และ ไนเตรท < 12 mg/l NO_3- N ส่วนบ่อ RW มีความเข้มข้นของแอมโมเนีย 0.1 mg/l NH_4- N ไนไตรท์ 0.03 mg/l NO_2- N และ ไนเตรท < 50 mg/l NO_3- N และค่ากรดเบสของน้ำทั้ง 2 ระบบมีค่าประมาณ 8.0

3. ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดเพื่อการเพาะเลี้ยงกุ้ง

ได้มีรายงานการใช้ระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดกับการเลี้ยงกุ้งหลายชนิด ทั้งในระดับการทดลองและการใช้ในฟาร์มขนาดใหญ่เช่น Wickins (1985) ได้รายงานการเลี้ยงกุ้งในสกุล *Penaeus* sp. และกุ้งมังกรยุโรปในระบบหมุนเวียนน้ำอย่างง่ายในห้องปฏิบัติการ โดยมีตัวกรองทางชีวภาพจากเม็ดพลาสติกหรือทรายขนาดเล็ก ร่วมกับเส้นใยสังเคราะห์ เพื่อดูการขับถ่ายแอมโมเนียและอัตราการเกิดปฏิกิริยาไนตริฟิเคชัน พบว่าการเกิดปฏิกิริยาไนตริฟิเคชันจะเกิดได้ดีที่ความเข้มข้นของแอมโมเนียและไนไตรท์ไม่เกิน 0.8 mg/l และในแต่ละวันมีการเปลี่ยนแปลงแอมโมเนียม ไนไตรท์ อยู่ระหว่าง 0.1-0.3 mg/l และ 0.02-0.06 mg/l ตามลำดับ

การอนุบาลกุ้งวัยอ่อนในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิด Menasveta et al. (1989) ได้ทดลองเปรียบเทียบการอนุบาลกุ้งกุลาดำและแชร์บ๊วย (*P. merguiensis*) ในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดที่มีตัวกรองทางชีวภาพอยู่ด้านในสุดของบ่อ กับระบบเปิดที่มีการเปลี่ยนน้ำในระบบทุกวัน พบว่าอัตราการผลิตไข่ของกุ้งกุลาดำในระบบเปิดมีสูงกว่าระบบปิด แต่อัตราการเกิดเป็นนอเพลียสไม่ต่างกัน และในกุ้งก้ามกรามพบว่าระบบเปิดให้ผลผลิตที่ระยะ post larvae (P20) สูงกว่า แม้ว่าคุณภาพน้ำของระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดจะมีคุณภาพดีกว่ามากก็ตาม Millamena, Casalmir and Subosa (1991) ได้ทดลองอนุบาลกุ้งกุลาดำในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดเช่นกัน แต่ได้เปรียบเทียบกันระหว่างระบบกรองทางชีวภาพที่มีชั้นของแท่งพีวีซี ทรายหยาบ ทรายละเอียด และหินบดกับระบบการตกตะกอนแบบท่อชักแชก พบว่าสามารถอนุบาลกุ้งกุลาดำระยะนอเพลียสถึงระยะ postlarvae ในระบบได้ แต่คุณภาพน้ำและอัตรารอดของกุ้งไม่ดีนัก ส่วนพัฒนาการเจริญ

พันธุ์ของพ่อแม่พันธุ์กุ้งกุลาดำในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดที่มีตัวกรองชีวภาพ พบว่ามีผลดีกว่าในระบบปล่อยน้ำไหล คือ แอมโมเนียมีค่า < 1.0 mg/l ค่ากรดเบสของน้ำ 7.8-8.3 และค่า BOD_5 < 10 mg/l

Davis and Arnold (1998) ได้ทดลองเลี้ยงกุ้งตระกูล Penaeus sp. 2 ชนิดคือ *Penaeus vanamei* และ *Penaeus setiferus* ในระบบหมุนเวียนน้ำ 3 แบบคือ

- บ่อออนุบาล ขั้นตอนการหมุนเวียนของน้ำคือ บ่อเลี้ยง พื้นที่ตกตะกอนที่มีเครื่องกำจัดฟอง ตัวกรองชีวภาพ พื้นที่ตกตะกอน บ่อเลี้ยง
- บ่อเลี้ยงขนาด 25 และ 35 ลบ.ม. โดยมีขั้นตอนการหมุนเวียนของน้ำคือ บ่อเลี้ยง ระบบ micro screen เครื่องกำจัดฟอง พื้นที่ตกตะกอน ตัวกรองทางชีวภาพ พื้นที่ตกตะกอนที่มีการให้ โอโซน บ่อเลี้ยง
- บ่อเลี้ยงขนาด 72 ลบ.ม. ซึ่งมีขั้นตอนการหมุนเวียนน้ำคือ บ่อเลี้ยง ระบบ micro screen เครื่องกำจัดฟอง (หรือเครื่องกำจัดฟองก่อนเข้า micro screen) ตกตะกอน ตัวกรองทางชีวภาพ เพิ่มโอโซน ตกตะกอน บ่อเลี้ยง

โดยเขาได้ทำการทดลองหลายครั้งภายในระยะเวลา 6 ปี พบว่าคุณภาพน้ำโดยทั่วไปที่สำคัญคือค่ากรดเบสของน้ำ ปริมาณออกซิเจนละลายน้ำ อุณหภูมิ ความเค็ม มีค่าใกล้เคียงกันและเปลี่ยนแปลงไม่มาก แต่ปริมาณแอมโมเนียรวม และไนไตรท์ มีปริมาณสูง และระบบเลี้ยงกุ้ง *Penaeus vanamei* ก็มีปริมาณสูงกว่ากุ้ง *Penaeus setiferus* ในทุกระบบการเลี้ยง

ส่วนการทดลองของ Tseng , Su H.M. and Su M.S. (1998) ก็ได้ยืนยันว่าสามารถเลี้ยงกุ้งกุลาดำในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดได้ โดยสร้างระบบให้มีบ่อเลี้ยง เครื่องแยกตะกอน บ่อเติมอากาศ ตัวกรองทางชีวภาพแบบจมตัว ทดลองเลี้ยงกุ้งที่ความหนาแน่น 40,80 และ160 ตัว/ตร.ม. เพราะได้ผลอัตรารอดของกุ้งคือ 89$\pm$6 , 76$\pm$2 และ 60$\pm$0 % ตามลำดับ

ในการเลี้ยงกุ้งในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดขนาดใหญ่ ระดับฟาร์มหรือเพื่อการค้าของกุ้ง (ส่วนใหญ่เป็นกุ้งกุลาดำ) มีการคิดค้นและกระทำกันหลายวิธีการเช่นกันแต่กรรมวิธีมักไม่ซับซ้อนเหมือนกับในระดับการทดลองที่ได้กล่าวมาแล้วเช่น Sandifer and Hopkins (1996) ซึ่งได้จัดการและวางแผนการใช้พื้นที่ 4 เฮกเตอร์ออกเป็นส่วนและมีการหมุนเวียนของน้ำคือ บ่อเลี้ยงกุ้งบ่อละ 1 เฮกเตอร์ 3 บ่อ และพื้นที่ 1 เฮกเตอร์ที่เหลือแบ่งเป็นส่วนย่อย โดยมีบ่อเพาะเลี้ยงแบบผสมผสานกันระหว่างหอยนางรมกับปลากระบอก (หรือปลากินพืชอื่น) บ่อเพิ่มปริมาณแพลงค์ตอนพืช บ่อตกตะกอน พื้นที่ตากตะกอนของแข็งให้แห้งและนำดินตะกอนไปใช้ในการเกษตรต่อไป

ผลปรากฏว่า กุ้งมีอัตรารอด 75 % น้ำหนักเฉลี่ย 18 กรัม หอยนางรมมีอัตรารอด 95% ผลผลิต 500,000 ตัว/ปี ส่วนปลากระบอกมีอัตรารอด $\geq$ 90% แต่ผลด้านคุณภาพน้ำไม่มีรายงานไว้

ในประเทศไทย อนันต์ ตันสุตะพานิช และคณะ (2539) ได้รายงานการทดลองการเลี้ยงกุ้งในระบบหมุนเวียนน้ำแบบปิดได้สำเร็จเป็นรุ่นที่ 3 โดยได้มีการปรับปรุงคุณภาพดินเลนและน้ำหลังผ่านการเลี้ยงกุ้งแล้วและระหว่างเลี้ยงกุ้งมีการผันน้ำกลับไปบำบัดในเขตบ่อเลี้ยงพรรณไม้น้ำและบ่อเลี้ยงสัตว์น้ำแบบผสมผสานหลายชนิดอยู่เป็นระยะๆ แต่ต้องมีการควบคุมการให้อาหารและใช้หลักการเลี้ยงกุ้งในระบบฟาร์มที่เหมาะสมมาใช้ร่วมด้วย พบว่าที่อัตราปล่อย 50,000 ตัว/ไร่ ได้ผลดีกว่า อัตราปล่อย 100,000 ตัว / ไร่ ทั้งในด้านอัตรารอด (83.6%) และอัตราการเปลี่ยนอาหารเป็นเนื้อ (1.35) ส่วนผลด้านคุณภาพน้ำทุกค่าอยู่ในระดับปกติและยอมรับได้

สถาบันวิทยบริการ
จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย