UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO

División de Ingenierías

CAMPUS GUANAJUATO

TRABAJO DE TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE

Maestría en Ciencias del Agua

RECUPERACIÓN DE SUBPRODUCTOS CON VALOR AGREGADO A PARTIR DE AGUAS RESIDUALES DE RASTRO FERMENTADAS Y BACTERIAS FOTOTRÓFICAS PÚRPURAS

PRESENTA

Ing. Karla Estefanía Ibarra Munguía

DIRECTOR DE TESIS

Dr. Germán Cuevas Rodríguez

REVISORES

Dra. Arodí Bernal Martínez

Mtra. Juana Beatriz Durán Vargas

Dr. Carlos Javier Escudero Santiago

Dra. Fernanda Pérez Bernal

Dr. Shinichi Akizuki

Guanajuato, Gto., México

10 de julio del 2026

DEDICATORIA

Esta tesis está dedicada, a mis padres, Francisca Munguía y Ángel Ibarra, quienes han hecho de su labor como padres su mayor legado. Gracias por ser mi pilar principal, por su apoyo incondicional y por enseñarme con el ejemplo el valor del esfuerzo y la constancia. Gracias, madre, por siempre impulsarme, por creer en mí incluso en aquellos momentos en los que yo misma dudé de mis capacidades.

A mis hermanas, Yolanda Ibarra, Yesenia Ibarra, Jennifer Ibarra, Viridiana Ibarra y Annette Ibarra, mis grandes compañeras de vida, gracias por su escucha, su cariño y por cada consejo brindado a lo largo de este camino.

Expreso un especial agradecimiento a mi director de tesis, el Dr. Germán Cueva Rodríguez, por su dedicación, acompañamiento, inspiración constante y por motivarme a seguir creciendo profesional y académicamente. Asimismo, agradezco a mis sinodales, Dra. Arodí Bernal Martínez, Dra. Fernanda Pérez Bernal, Mtra. Juana Beatriz Durán Vargas, Dr. Shinichi Akizuki y Dr. Carlos Javier Escudero Santiago por sus valiosas enseñanzas, observaciones y revisiones a lo largo de mi formación en la maestría.

A mis grandes amigas, Edith Pérez, Maritza Oliva, Abigail Mendiola, Fernanda Campos y Angie León, por estar siempre presentes, acompañándome y apoyándome incondicionalmente en cada decisión importante de mi vida.

A mis compañeros de laboratorio, y de manera especial a Beatriz Durán, amiga y colega en este mundo de las PPBs, gracias por el apoyo, la colaboración y la pasión compartida durante el desarrollo de este proyecto.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo contó con la colaboración de Rastro Frigorífico y Servicios Integrales del Bajío, S.A. de C.V., empresa que proporcionó el sustrato utilizado para el desarrollo de los experimentos que conforman esta investigación.

Asimismo, se contó con el apoyo del grupo de investigación del Dr. Simón González Martínez, adscrito al Instituto de Ingeniería de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), por las facilidades otorgadas para la realización de los análisis de ácidos grasos volátiles (AGVs).

Esta investigación fue posible gracias al apoyo del Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCyT), mediante la beca de posgrado otorgada durante el periodo de realización de los estudios correspondientes.

El presente trabajo contó con el respaldo institucional otorgado a través de la Convocatoria Institucional de Investigación Científica (CIIC) 2024, así como con el apoyo de la División de Ingenierías y de la Rectoría General, los cuales contribuyeron a la participación en congresos internacionales *1st International Conference on Novel Photorefineries for Resource Recovery "PHOTOREFINERIES 2024"*, llevado a cabo del 9 al 11 de septiembre de 2024 en Valladolid, España y *Canadian IWA Young Water Professionals* (YWP) *Conference "Leading from the Future"*, llevado a cabo del 1 al 3 de junio de 2023 en Vancouver, Columbia Británica, Canadá para la difusión de los resultados de esta investigación.

RESUMEN

Las aguas residuales de rastro crudas (ARRC) contienen elevadas concentraciones de materia orgánica y compuestos proteicos, lo que las convierte en un sustrato potencial para su valorización mediante esquemas de fotobiorrefinería, orientados a la recuperación simultánea de agua de mejor calidad y subproductos de valor agregado, como proteína microbiana. En este estudio se evaluó la fermentación acidogénica como pretratamiento de ARRC para mejorar su aprovechamiento como sustrato en consorcios de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs). El objetivo fue evaluar el efecto de la fermentación acidogénica de las ARRC sobre el crecimiento, la producción de biomasa y la productividad proteica de un consorcio de PPBs. La investigación se desarrolló en cuatro etapas. En la primera, se evaluó el efecto del pH (5, 7 y 9) sobre la producción de ácidos grasos volátiles (AGVs) a partir de aguas residuales sintéticas (ARS) y ARRC, observándose mayores concentraciones a pH 9 y 7 (1,700–2,010 y 1,295–2,700 mg L^{-1}, respectivamente), con predominio de ácido acético y propiónico. En la segunda etapa, se evaluó el crecimiento de un consorcio de PPBs bajo los diferentes tipos de agua residual sintética fermentada (ARSF a pH 5,7 y 9) con agitación y sin agitación, dónde fue favorecido el crecimiento de PPBs, sin agitación con sustrato fermentado a pH 7 y 9 (2,550 ± 567 mg SSV L^{-1} y 2,267 ± 105 mg SSV L^{-1} respectivamente), mientras que en ausencia de fermentación el crecimiento fue menor (< 333 mg SSV L^{-1}). En la tercera etapa, se evaluó el crecimiento de un consorcio de PPBs bajo los diferentes tipos de agua residual de rastro fermentada (ARRF a pH 5,7 y 9) sin agitación, dónde fue favorecido nuevamente a pH 7 y 9 (2100 ± 115 y 2011 ± 102 mg SSV L^{-1}) respectivamente, evidenciando la viabilidad del efluente fermentado como sustrato. Finalmente, se evaluó la productividad y generación de proteína en dos fotobiorreactores operados en modo SBR durante 85 días, alimentados con sustrato de ARRF y ARRC. Fue favorecido el sistema alimentado con ARRF, obteniendo una productividad promedio de biomasa de 292.7 ± 102.4 mg SSV L^{-1} d^{-1}, Este desempeño se reflejó en incrementos de biomasa del 14.5 % por ciclo de 24 h, en comparación con el 5 % observado con alimentación de ARRC. El contenido proteico de la biomasa fue similar en ambos sistemas (32.8 ± 6.4 % con ARRF y 34.6 ± 8.9 % con ARRC en peso seco); sin embargo, el sistema con ARRF presentó menor variabilidad, lo que sugiere mayor estabilidad del proceso. Asimismo, el ARRF mostró mayores eficiencias de remoción de nutrientes, alcanzando 22 % de NTK y 43 % de PO_4^{3-}, frente a 5 % y 33 %, respectivamente, con ARRC. En conjunto, los resultados demuestran que la fermentación acidogénica mejora

la biodisponibilidad del carbono, favorece el crecimiento de PPBs y permite transformar ARRC en biomasa microbiana con potencial proteico, contribuyendo a un enfoque de economía circular en el tratamiento de aguas residuales agroindustriales.

Palabras clave: **aguas residuales de rastro, fermentación acidogénica, ácidos grasos volátiles, bacterias fototróficas púrpuras, fotobiorrefinería.**

ÍNDICE GENERAL

Contenido

INTRODUCCIÓN 15
1. PROBLEMÁTICA ALIMENTARIA Y AMBIENTAL 15
1.1. Crecimiento de la población mundial 15
1.2. Demanda de alimentos 16
1.3. Consumo de carne en el mundo 17
2. LA INDUSTRIA CÁRNICA Y LA VALORIZACIÓN DE SUS EFLUENTES 19
2.1. Generación y composición de las aguas residuales de rastro 19
2.2. Problemática ambiental y limitaciones del modelo convencional de tratamiento 21
3. TRANSICIÓN HACIA LA BIOECONOMÍA CIRCULAR Y RECUPERACIÓN DE RECURSOS 22
3.1. Economía circular y modelo de biorrefinería aplicados a efluentes agroindustriales . 22
3.2. Proteína unicelular como estrategia de valorización de residuos orgánicos 23
3.3. Vinculación con los Objetivos de Desarrollo Sostenible y seguridad alimentaria. 25
4. FERMENTACIÓN ACIDOGÉNICA PARA LA PRODUCCIÓN DE ÁCIDOS GRASOS VOLÁTILES (AGVs) 28
4.1. Digestión anaerobia: marco general del proceso 28
4.1.1. Hidrólisis 28
4.1.2. Acidogénesis 29
4.1.3. Acetogénesis 29
4.1.4. Metanogénesis 30
4.2. Fermentación acidogénica como estrategia dirigida para la producción de AGVs 31
4.3. Ácidos grasos volátiles (AGVs): características y relevancia industrial 33
4.4. Microbiología de la fermentación acidogénica 35
4.5. Factores operativos que influyen en la producción de AGVs 36
5. LAS BACTERIAS FOTOTRÓFICAS PÚRPURAS (PPBs) 39
5.1. Generalidades de las PPBs 39
5.2 Parámetros clave para el desarrollo de las PPBs 42
5.2.1. Temperatura 43
5.2.2. Iluminación: longitud de onda, fotoperiodo e intensidad de luz 45
5.2.2.1. Longitud de onda 46
5.2.2.2. Fotoperiodo 47
5.2.2.3. Intensidad de luz 48

5.2.3. Condiciones aeróbicas y anaeróbicas 49
5.2.4. Potencial de hidrógeno (pH) 51
5.2.5. Tiempo de retención hidráulica (TRH) y carga orgánica (CO) 52
5.2.6. Pretratamientos y características de las aguas residuales utilizadas como sustratos empleados para el tratamiento con PPBs 54
5.2.7. Microorganismos e inóculos empleados en los cultivos de PPBs 56
5.2.8. Fermentación anaerobia de aguas residuales como pretratamiento para favorecer el crecimiento de las PPBs 59
6. ANTECEDENTES DE LA LINEA DE INVESTIGACIÓN EN EL LABORATORIO “LA PERLITA” ... 63
6.1. Estudios iniciales en reactores batch y fotobiorreactores continuos 64
6.2. Condiciones de trabajo empleadas en el laboratorio 64
7. HIPÓTESIS 69
8. JUSTIFICACIÓN 69
9. OBJETIVOS 70
9.1. Objetivo general 70
9.2. Objetivos particulares 70
10. METODOLOGÍA 71
10.1. Origen de los sustratos agua residual sintética (ARS) y agua residual de rastro cruda (ARRC) 71
10.1.1. Composición del ARS 71
10.1.2 Composición del ARRC 72
10.2. Métodos y materiales utilizados 74
10.3. Inóculos 75
10.3.1. Inóculo de lodos anaerobios para la fermentación de ARRC y ARS 76
10.3.2 Inóculo de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) para la evaluación con sustratos fermentados 76
10.4 Determinación de ácidos grasos volátiles (AGVs) por cromatografía de gases (CG) .. 76
10.5 Diseños experimentales 77
10.5.1 Fermentación ARS y ARRC con control inicial de pH 5, 7 y 9 77
10.5.2 Crecimiento de las PPBs con ARSF bajo condiciones de agitación y sin agitación constante 81
10.5.3 Crecimiento de las PPBs con ARRF bajo condiciones de operación optimas obtenidas en la Etapa 2 84
10.5.4 Crecimiento de PPBs con dos tipos de sustrato ARRF y ARRC 86
Reactor SBR fermentador 86

11. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 90

11.1 ETAPA1. Fermentación acidogénica de las aguas residuales sintéticas (ARS) y aguas residuales de rastro crudas (ARRC) bajo diferentes pH (5, 7 y 9) para determinar el pH óptimo en la producción de ácidos grasos volátiles (AGVs) 90

11.1.1. Comportamiento del pH en los reactores SBR 90

11.1.2. Variación de la temperatura y la conductividad eléctrica durante la fermentación en los reactores SBR 91

11.1.3. Ácidos grasos volátiles y composición de metabolitos 92

11.1.4. Consumo de DQOs y generación de biomasa 93

11.1.5. Perfil de metabolitos en la fermentación del ARSF Y ARRF 96

11.2. Etapa 2. Impacto del agua residual sintética fermentada (ARSF) en un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) bajo condiciones con y sin agitación 100

11.2.1. Crecimiento de biomasa y efecto del pH 101

11.2.2. Comparación con el control sin fermentar 101

11.2.3. Influencia de la agitación y formación de biopelícula 103

11.3. Etapa 3. Impacto del agua residual de rastro fermentada (ARRF) en un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) bajo condiciones de operación sin agitación continua 105

11.4. Etapa 4: Crecimiento de PPBs con dos tipos de sustrato ARRF y ARRC 107

11.4.1. Parámetros fisicoquímicos durante la experimentación 108

11.4.2. Productividad diaria de biomasa en fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC 109

11.4.3. Rendimiento (Y) diario producido en fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC 112

11.4.4. Metabolitos obtenidos durante la fermentación del agua residual de rastro cruda, durante los 85 días de experimentación 114

11.4.5. Obtención de proteínas en los fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC 116

11.4.6. Remoción de Nitrógeno y Fosforo en los fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC 118

11.5. Calidad del efluente y perspectivas de aprovechamiento dentro de un esquema de economía circular 121

12. IMPACTO CIENTÍFICO, TECNOLÓGICO Y SOCIAL DE LA INVESTIGACIÓN 124

13. CONCLUSIONES.....126

14. RECOMENDACIONES FUTURAS 127

15. REFERENCIAS.....128

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Crecimiento de la población mundial, 1950 – 2100, (tomado y modificado de: Gu et al., 2021) 16

Figura 2. Consumo estimado de proteína animal a nivel mundial por tipo de origen en 2022. Fuente: Orús (2023), con base en datos de FAO..... 18

Figura 3. Esquema de la digestión anaerobia de aguas residuales agroindustriales, donde se ilustran las principales etapas microbianas hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis para la generación de AGVs como productos intermedios de alto valor (Autoría propia, 2026) 31

Figura 4. (a) Ruta de producción de ácidos grasos volátiles (AGVs) a partir de residuos orgánicos; (b) principales AGVs, peso molecular y aplicaciones industriales. Adaptado de Pervez et al. (2022)..... 32

Figura 5. Vías de formación de los ácidos grasos volátiles (AGVs) en la digestión anaerobia. Fuente: Elaboración propia con base en Jankowska et al. (2017) 34

Figura 6. Contenido de proteína cruda y otros subproductos (valores promedio a partir de los datos presentados en Capson-Tojo et al., 2020. Fuente: (Hülsen et al., 2022)..... 41

Figura 7. Principales parámetros que influyen en el crecimiento y desarrollo de las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs). Elaboración a partir de Hülsen et al., 2022; Capson-Tojo et al., 2020; Rashid et al., 2022; Liu et al., 2022; Muñoz et al., 2022 y otros estudios consultados 43

Figura 8. Temperaturas que han sido estudiadas en el tratamiento de aguas residuales con PPBs Muñoz et al., 2022; Chen et al., 2020; Alloul et al., 2019; Hülsen et al., 2018; Liu et al., 2016. Elaboración propia 45

Figura 9. Influencia de los ciclos de iluminación infrarroja y oscuridad sobre la producción de BChl, carotenoides y proteína en PPBs. Barra roja: tiempo con luz infrarroja y barra negra: tiempo sin luz (oscuridad). Elaboración propia 48

Figura 10. Inóculos utilizados en los 70 estudios aplicados a sistemas de tratamiento basados en PPBs. Fuente: Capson-Tojo et al., (2020) 57

Figura 11. Comparación de radiación infrarroja evaluada en la bibliografía y en el laboratorio La Perlita con respecto al tipo de sustrato (reales y sintéticos)..... 66

Figura 12. Rango de temperaturas que se han utilizado dentro y fuera del laboratorio con PPBs (2017 – 2022) resaltando los rangos de temperatura utilizados en el laboratorio de La Perlita y los rangos de temperatura promedio durante el día en Guanajuato (2021 – 2022)..... 67

Figura 13. Canaleta de descarga que conduce el agua residual de rastro cruda tras el tratamiento primario..... 73

Figura 14. ETAPA 1. Configuración de los reactores SBR utilizados para la fermentación de agua residual sintética (ARS) y agua residual de rastro cruda (ARRC) 78

Figura 15. Diagrama de los tiempos de operación aplicados en cada uno de los reactores SBR durante la fermentación del agua residual sintética (ARS) y del agua residual de rastro cruda (ARRC), resultando en agua residual sintética fermentada (ARSF) y agua residual de rastro fermentada (ARRF) 79

Figura 16. Reactores fermentadores de tipo SBR. A: fermentación del agua residual sintética (ARS) y B: fermentación de agua residual de rastro cruda (ARRC) 80

Figura 17. Etapa2. Configuración de los matraces evaluados para el crecimiento de biomasa de PPBs alimentadas con ARSF bajo condiciones con y sin agitación 83

Figura 18. Etapa 2. Disposición de los matraces en la cabina empleados para el cultivo de PPBs con ARSF bajo condiciones con y sin agitación constante 83

Figura 19. Etapa 3. Configuración de los reactores evaluados para el crecimiento de biomasa PPBs alimentadas con ARRC a diferentes tipos de pH 84

Figura 20. Etapa 4. Configuración experimental de los fotobiorreactores SBR y fermentador SBR evaluados para el crecimiento de biomasa PPBs alimentadas con ARRF y ARRC 88

Figura 21. Esquema general de la metodología experimental, etapas de investigación y variables evaluadas para la fermentación acidogénica y el crecimiento de bacterias fototrópicas púrpuras (PPBs) en aguas residuales sintéticas y de rastro 89

Figura 22. Concentración de metabolitos presentes en cada tipo de pH en el ARSF y ARRF 97

Figura 23. Crecimiento de biomasa PPBs y consumo de DQOs en diferentes tipos de sustratos agua residual sintética fermentada (ARSF) a pH 5, 7 y 9. A: SSV sin agitación; a: DQOs sin agitación; B: SSV con agitación y b: DQOs con agitación 102

Figura 24. A y B: Comparación de los matraces con y sin agitación. En los reactores sin agitación se observó biopelícula adherida diariamente a las paredes, mientras que en los reactores con agitación no se formó biopelícula. C: Flóculos de biomasa de PPBs formados en los reactores sin agitación 104

Figura 25. Crecimiento de biomasa PPBs y consumo de DQOs en sus diferentes tipos de sustratos agua residual de rastro fermentada (ARRF) a pH inicial 5, 7 y 9 106

Figura 26. Productividad diaria de biomasa PPBs en ambos fotobiorreactores alimentados con sustrato de ARRF y ARRC durante 85 días de operación 110

Figura 27. Crecimiento de biomasa durante (24 h) en ambos fotobiorreactores alimentados con sustrato de ARRF y ARRC 111

Figura 28. Rendimiento (Y) diario producido en fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC 114

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Comparación de las características típicas de aguas residuales domésticas de concentración media y ARRC. Fuente: Elaboración propia con base en Metcalf & Eddy (2014) para aguas residuales domésticas de concentración media, Bustillo-Lecompte et al. (2015) para aguas residuales de rastro crudas y datos experimentales obtenidos en la presente investigación 20

Tabla 2. Composición promedio de los principales grupos de microorganismos utilizados para la producción de biomasa (% peso seco). Fuente: Tomado y modificado de Nasseri et al., 2011 24

Tabla 3. Producción y tipo de AGVs predominantes en diferentes sustratos y condiciones de pH reportados en la literatura. Autoría propia 37

Tabla 4. Porcentaje de proteína registrado en especies de PPBs empleadas para producción de proteína unicelular (Rashid et al., 2022) 58

Tabla 5. Producción de AGVs y productividades de biomasa reportadas en distintos tipos de aguas residuales y sustratos 60

Tabla 6. Composición del agua residual sintética (ARS) para la fermentación en la Etapa 1, (Sekiguchi et al., 1998) 72

Tabla 7. Caracterización fisicoquímica de las aguas residuales de rastro cruda (ARRC) 74

Tabla 8. Tiempo de operación de los reactores SBR utilizados para la fermentación de agua residual sintética (ARS) y agua residual de rastro cruda (ARRC) 80

Tabla 9. Condiciones de operación en el arranque de experimentación para la evaluación de las PPBs con ARSF bajo condiciones de agitación y sin agitación 81

Tabla 10. Condiciones de operación en el arranque de los reactores destinados a la evaluación de las PPBs con ARRF 85

Tabla 11. Condiciones de operación en la Etapa 4 de los reactores destinados a la evaluación de las PPBs con ARRF y ARRC 87

Tabla 12. Parámetros de control al inicio y al final del ciclo, durante la operación del reactor SBR fermentador con agua residual sintética (ARS) 92

Tabla 13. Parámetros de control al inicio y al final del ciclo, durante la operación del reactor SBR fermentador con agua residual de rastro cruda (ARRC) 92

Tabla 14. Comportamiento de la DQOs y acumulación de AGVs en aguas residuales sintéticas y de rastro fermentadas bajo condiciones de pH controlado 93

Tabla 15. Comportamiento de la DQOs y acumulación de AGVs en aguas residuales sintéticas y de rastro fermentadas bajo condiciones de pH controlado 96

Tabla 16. Valores de la concentración de metabolitos presentes en cada tipo de pH en el ARSF Y ARRF 98

Tabla 17. Porcentaje de metabolitos presentes en cada tipo de efluente y pH en el ARSF Y ARRF 98

Tabla 18. Valores promedio de pH, temperatura (°C), y conductividad eléctrica (CE) en los dos fotobiorreactores (PPBs + ARRF y PPBs + ARRC) en cada momento (inicio y fin de ciclo) durante 85 días experimentales 109

Tabla 19. Metabolitos obtenidos durante la fermentación acidogénica 115

Tabla 20. Comparación del contenido de proteína en biomasa de PPBs cultivadas con agua ARRF y ARRC 117

Tabla 21. Remoción del NTK en sus diferentes tratamientos durante la experimentación 119

Tabla 22. Remoción del $P\text{-}PO_4^{3-}$ en sus diferentes tratamientos durante la experimentación.....120

ABREVIACIONES

AGVs – Ácidos grasos volátiles

ARR – Agua residual de rastro

ARRC – Agua residual de rastro cruda

ARRF – Agua residual de rastro fermentada

ARS – Agua residual sintética

ARSF – Agua residual sintética fermentada

ATP – Adenosín trifosfato

BFA – Bacterias fotosintéticas anoxigénicas

BChl – Bacterioclorofila

CBB – Ciclo de Calvin–Benson–Bassham

CO – Carga orgánica

CO_2 – Dióxido de carbono

CoQ10 – Coenzima Q10

COT – Carbono orgánico total

CE – Conductividad eléctrica

CH_4 – Metano

DA – Digestión anaerobia

DAF – Flotación por aire disuelto (*Dissolved Air Flotation*)

DQO – Demanda química de oxígeno

DBO_5 – Demanda bioquímica de oxígeno

H_2 – Hidrógeno

N- NH_4^+ – Hidrógeno

NADH – Nicotinamida adenina dinucleótido reducido

NT – Nitrógeno total

NTK – Nitrógeno total Kjeldahl

OD – Oxígeno disuelto

ODS – Objetivos de Desarrollo Sostenible

ORP – Potencial de óxido-reducción

PC – Proteína cruda

pH – Potencial de Hidrógeno

PHA – Polihidroxialcanoatos

PPA – Paridad del Poder Adquisitivo

PPBs – Bacterias fototróficas púrpuras (*Purple Phototrophic Bacteria*)

PT – Fósforo total

P-PO_4^{3-} – Fósforo como ortofosfato

PTAR – Planta de tratamiento de aguas residuales

SCP – Proteína unicelular (*Single Cell Protein*)

SST – Sólidos suspendidos totales

TCA – Ciclo del ácido tricarboxílico

TCAC – Tasa de crecimiento anual compuesta

TRH – Tiempo de retención hidráulica

VARIABLES DE OPERACIÓN DEL REACTOR

C.O. – Carga orgánica (kg DQO kg^{-1} SST $día^{-1}$)

S_0 – DQO total del influente (kg m^{-3})

SST – Sólidos suspendidos totales en el licor mezclado (kg m^{-3})

TREAC – Tiempo de reacción (días)

VLL – Volumen de llenado o recambio (m^3)

VT – Volumen total del reactor (m^3)

INTRODUCCIÓN

1. PROBLEMÁTICA ALIMENTARIA Y AMBIENTAL

1.1. Crecimiento de la población mundial

En 2024, la población mundial alcanzó aproximadamente 8.2 mil millones de habitantes, con una tasa de crecimiento anual de 0.89 %, reflejo de una desaceleración demográfica asociada a la transición poblacional global (Naciones Unidas, 2024). Se proyecta que la población alcanzará un máximo cercano a 10.3 mil millones hacia 2080 y posteriormente disminuirá ligeramente hacia finales del siglo.

La reducción de la fecundidad de 3.3 hijos por mujer en 1990 a 2.3 en 2024 y el aumento de la esperanza de vida (73.3 años en 2024) evidencian un proceso de envejecimiento poblacional. Sin embargo, el llamado momentum demográfico continuará impulsando el crecimiento debido a la amplia base de población joven en ciertas regiones, especialmente en África subsahariana (Gu *et al.,* 2021).

El crecimiento poblacional está estrechamente vinculado con la urbanización, la industrialización y el incremento en la demanda de recursos como agua, energía y alimentos. Actualmente, más del 55 % de la población vive en zonas urbanas y se estima que esta proporción alcanzará el 68 % (Figura 1), intensificando la presión sobre infraestructura, sistemas alimentarios y ecosistemas (Restrepo Betancur, 2024).

En consecuencia, los desafíos futuros no dependerán únicamente del número de habitantes, sino de los patrones de consumo, los modelos productivos y la gestión eficiente de los recursos. El crecimiento demográfico constituye un factor central para comprender la actual problemática alimentaria y ambiental, ya que influye directamente en la presión sobre los sistemas naturales y en la capacidad de garantizar bienestar y sostenibilidad.

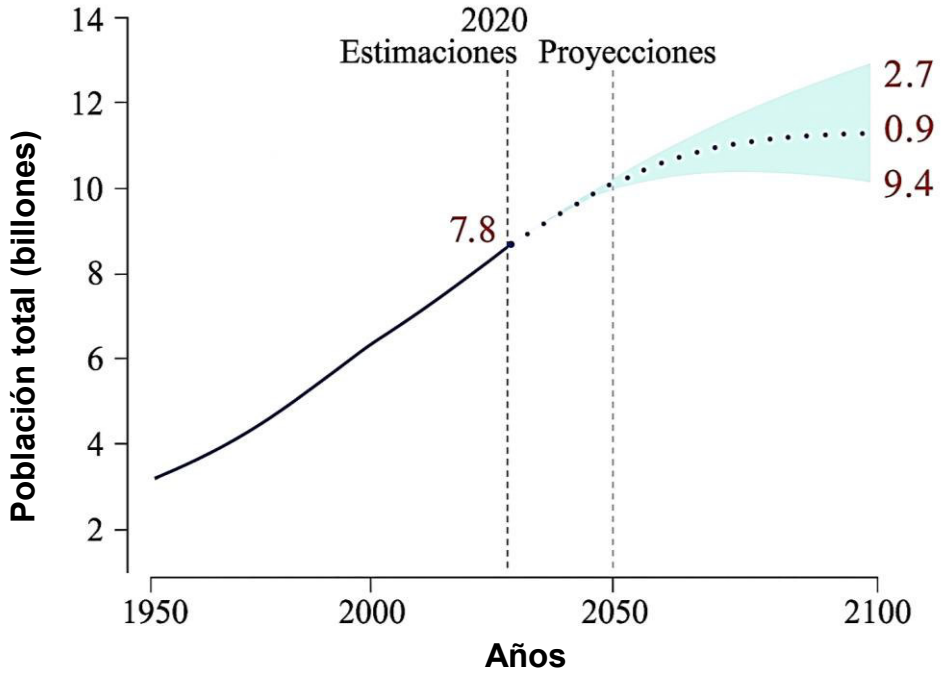


Figura 1. Crecimiento de la población mundial, 1950 – 2100, (tomado y modificado de: Gu et al., 2021)

1.2. Demanda de alimentos

La demanda global de alimentos continúa aumentando debido al crecimiento demográfico, la urbanización y el encarecimiento del costo de vida, lo que ejerce una fuerte presión sobre los sistemas agroalimentarios. En 2024, entre 638 y 720 millones de personas padecieron hambre y 2,300 millones enfrentaron inseguridad alimentaria moderada o grave, evidenciando que el mundo no avanza al ritmo necesario para cumplir con los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS), especialmente el ODS 2: Hambre Cero, cuyo propósito es poner fin al hambre, lograr la seguridad alimentaria y la mejora de la nutrición, así como promover una agricultura sostenible para garantizar el acceso de todas las personas a alimentos suficientes, inocuos y nutritivos (FAO *et al.,* 2025).

El problema no radica únicamente en la disponibilidad de alimentos, sino en la capacidad económica para acceder a dietas saludables. En 2024, el costo promedio de una dieta saludable fue de 4.46 dólares internacionales ajustados por Paridad del Poder Adquisitivo (USD PPA) por persona al día, una medida que permite comparar el poder de compra entre países al considerar las diferencias en los

niveles de precios, lo que limita su acceso, especialmente en África, donde más del 66 % de la población no puede costearla. Esta situación ha favorecido el consumo de alimentos ultraprocesados de bajo costo y bajo valor nutricional, generando una paradoja en la que coexisten el hambre y el aumento de enfermedades crónicas.

Asimismo, la creciente demanda alimentaria está estrechamente vinculada con la degradación ambiental, el deterioro del suelo, la pérdida de biodiversidad y el uso intensivo de recursos naturales, factores que comprometen la sostenibilidad de los sistemas agrícolas. Las proyecciones indican que, de mantenerse la tendencia actual, alrededor de 512 millones de personas seguirán padeciendo hambre en 2030.

En consecuencia, garantizar la seguridad alimentaria requiere no solo incrementar la producción, sino transformar los sistemas agroalimentarios hacia modelos sostenibles que integren equidad social, salud pública y conservación ambiental, mediante políticas públicas, cooperación internacional y fortalecimiento institucional.

1.3. Consumo de carne en el mundo

El consumo mundial de carne ha crecido de manera sostenida debido al aumento poblacional, la urbanización y el mayor ingreso per cápita. Tomando como referencia el promedio del periodo 2020–2022, se proyecta que para 2032 el consumo mundial per cápita aumente aproximadamente un 2 %, con incrementos particularmente en el consumo de carne de ave (15 %), cerdo (11 %) y bovino (10 **%**), consolidando a la carne avícola como la principal fuente de proteína animal debido a su menor costo y mayor eficiencia productiva (OCDE & FAO, 2023).

Este crecimiento implica un aumento proporcional en la generación de subproductos y residuos, especialmente en rastros y mataderos. Las aguas residuales de rastro presentan altas concentraciones de materia orgánica, con DQO entre 7,000 y 12,000 mg L^{-1}, así como elevadas cargas de nitrógeno y fósforo, incluso después de tratamientos primarios (Hülsen *et al.,* 2017). Situaciones similares se observan en residuos porcinos, cuya producción en Europa generó cientos de millones de metros cúbicos de efluentes con alta carga contaminante (Marín *et al.,* 2019).

En consecuencia, el incremento del consumo de carne está directamente relacionado con el aumento de aguas residuales de alta carga orgánica, lo que refuerza la necesidad de implementar tecnologías eficientes que no solo remuevan contaminantes, sino que permitan la valorización de estos efluentes bajo un enfoque de economía circular.

La Figura 2 muestra el consumo mundial de las principales fuentes de proteína animal en 2022. El pescado registró el mayor consumo, con 161 millones de toneladas métricas (Mt), seguido por la carne de ave (136 Mt) y la carne de cerdo (121 Mt). En contraste, el consumo de carne de bovino fue considerablemente menor, alcanzando 72 Mt, mientras que el salmón del Atlántico representó apenas 2 Mt, evidenciando la predominancia del pescado y de las carnes de ave y cerdo en la dieta mundial (Orús, 2023; OCDE-FAO, 2023).

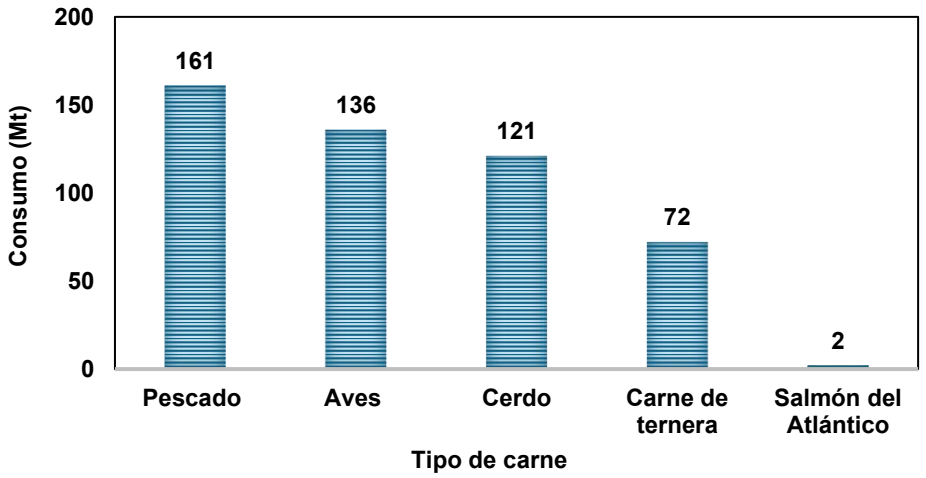


Figura 2. Consumo estimado de proteína animal a nivel mundial por tipo de origen en 2022. Fuente: Orús (2023), con base en datos de FAO

Estos datos evidencian la magnitud del sector cárnico y, en consecuencia, el alto volumen de aguas residuales generadas en rastros y mataderos. Bajo un enfoque de economía circular, estas corrientes no solo representan un problema ambiental, sino una oportunidad para la recuperación de proteínas y nutrientes que pueden destinarse, por ejemplo, a la producción de biomasa microbiana para alimento de

peces, contribuyendo a cerrar ciclos de carbono y nitrógeno y a reducir la dependencia de fuentes convencionales de proteína en la acuicultura.

El sistema alimentario mundial podría generar costos ambientales superiores a 1.7 billones de USD anuales para 2030 si se mantienen los actuales modelos de producción y consumo, caracterizados por elevadas emisiones de gases de efecto invernadero, uso intensivo de agua y energía, así como por la degradación de los recursos naturales (OCDE-FAO, 2023). Este impacto se intensifica con el incremento en la producción de carne, una de las actividades agropecuarias con mayor demanda de agua, energía y superficie terrestre, lo que incrementa la presión sobre los ecosistemas y compromete la sostenibilidad de los sistemas alimentarios.

2. LA INDUSTRIA CÁRNICA Y LA VALORIZACIÓN DE SUS EFLUENTES

2.1. Generación y composición de las aguas residuales de rastro

La industria del procesamiento de carne genera grandes volúmenes de aguas residuales como resultado de las actividades de sacrificio, eviscerado, procesamiento y lavado de instalaciones. Este sector concentra aproximadamente el 24 % del consumo total de agua dulce dentro del sector de alimentos y bebidas, debido a los estrictos requerimientos de higiene y saneamiento.

Las aguas residuales de rastro crudas (ARRC) se caracterizan por presentar una alta carga orgánica y elevada concentración de nutrientes, derivadas principalmente de sangre, grasas, proteínas, estiércol y residuos de tejido animal. En comparación con aguas residuales municipales de concentración media, pueden presentar valores hasta 3.9 veces mayores en carbono orgánico total (COT), 6.3 veces en demanda bioquímica de oxígeno (DBO_5), 9.8 veces en demanda química de oxígeno (DQO), 10.7 veces en nitrógeno total (NT), 5.5 veces en sólidos suspendidos totales (SST) y 7.1 veces en fósforo total (PT) (Bustillo-Lecompte *et al.,* 2015). La Tabla 1 presenta los rangos típicos de concentración de estos parámetros en ambos tipos de aguas residuales, lo que permite evidenciar el

elevado potencial de las ARRC como fuente de materia orgánica y nutrientes susceptibles de valorización mediante procesos biotecnológicos.

Tabla 1. Comparación de las características típicas de aguas residuales domésticas de concentración media y ARRC. Fuente: Elaboración propia con base en Metcalf & Eddy (2014) para aguas residuales domésticas de concentración media, Bustillo-Lecompte et al. (2015) para aguas residuales de rastro crudas y datos experimentales obtenidos en la presente investigación

Parámetros	**Aguas residuales domésticas de concentración media (mg L^{-1})**	**Aguas residuales de rastro crudas (ARRC) (mg L^{-1})**
Carbono orgánico total (COT)	80 – 150	80 – 1,200
Demanda bioquímica de oxígeno (DBO_5)	150 – 300	150 – 4,635
Demanda química de oxígeno (DQO)	250 – 600	500 – 15,900
Nitrógeno total (NT)	20 – 85	50 – 841
Fósforo total (PT)	4 – 15	25 – 200
Sólidos suspendidos totales (SST)	150 – 350	270 – 6,400
pH	6.5 – 8.5	4.9 – 8.1

Su composición incluye principalmente proteínas y lípidos, además de polisacáridos, ácidos grasos, compuestos nitrogenados, fósforo, detergentes y posibles patógenos (Koblížek *et al.,* 2009). Asimismo, pueden contener compuestos orgánicos complejos y contaminantes emergentes, como residuos farmacéuticos veterinarios (Ng *et al.,* 2022).

Estas características confirman que las ARRC representan efluentes de alta complejidad y potencial contaminante. Sin embargo, su elevada concentración de carbono, nitrógeno y fósforo también evidencia un importante potencial de recuperación de recursos bajo esquemas de valorización adecuados.

2.2. Problemática ambiental y limitaciones del modelo convencional de tratamiento

En México existen más de mil mataderos que generan entre 700 y 1,700 L de aguas residuales crudas por animal procesado, con un consumo diario superior a 22 millones de litros de agua (Vallejo Rodríguez *et al.,* 2019). En el estado de Guanajuato, uno de los principales productores cárnicos del país, el consumo supera los 2 millones de m³ de agua al día, posicionándolo como la cuarta entidad con mayor gasto hídrico. No obstante, únicamente el 2 % de los rastros (TIF y municipales) cuenta con planta de tratamiento, y aproximadamente el 62.8 % de las aguas residuales se descargan sin tratamiento previo a drenajes, canales o cuerpos de agua (Signorini-Porchietto, 2008 citado en Vallejo Rodríguez *et al.,* 2019).

Estos efluentes generan anualmente 5.8 mil toneladas de DBO_5, equivalentes al 6.8 % de la carga producida por toda la industria alimenticia en México (Marín Peña *et al.,* 2024). Su elevada concentración de materia orgánica y nutrientes favorece procesos de eutrofización, agotamiento del oxígeno disuelto y deterioro de ecosistemas acuáticos, además de representar riesgos sanitarios.

A nivel global, aproximadamente el 80 % de las aguas residuales se descargan sin tratamiento adecuado (Banco Mundial, 2020), lo que evidencia la urgencia de implementar esquemas más eficientes y sostenibles, especialmente en efluentes de alta carga orgánica como los provenientes de la industria cárnica.

Tradicionalmente, las aguas residuales de rastro son tratadas mediante esquemas convencionales que combinan procesos fisicoquímicos, digestión anaerobia y tratamientos aerobios posteriores. Sin embargo, la elevada concentración de grasas, proteínas y compuestos nitrogenados limita la eficiencia de estos sistemas, ya que la acumulación de amoníaco puede inhibir la actividad microbiana y afectar

el desempeño de los procesos biológicos, mientras que la eliminación de nutrientes no siempre es suficiente para cumplir con la normativa ambiental vigente (Atchala *et al.,* 2025). Asimismo, estos sistemas suelen requerir un elevado consumo energético, especialmente durante las etapas de aireación y manejo de lodos, lo que incrementa significativamente los costos de operación y mantenimiento. A ello se suman tiempos de retención hidráulica prolongados y la generación de subproductos que requieren un manejo y disposición adicionales, aumentando la complejidad del tratamiento. Desde una perspectiva de sostenibilidad, estos enfoques responden a un modelo lineal de gestión basado en el principio de "tratar y desechar", cuyo objetivo principal es la remoción de contaminantes, desaprovechando el potencial de recuperación de carbono, nitrógeno, fósforo y otros compuestos de valor agregado presentes en estas corrientes residuales, lo que limita su contribución hacia una economía circular y una gestión integral de los recursos.

3. TRANSICIÓN HACIA LA BIOECONOMÍA CIRCULAR Y RECUPERACIÓN DE RECURSOS

3.1. Economía circular y modelo de biorrefinería aplicados a efluentes agroindustriales

El modelo económico lineal tradicional basado en “extraer–producir–desechar” genera una creciente presión sobre los recursos naturales. En contraste, la economía circular propone cerrar ciclos de materia y energía, manteniendo el valor de los recursos el mayor tiempo posible y transformando los residuos en insumos productivos (Stegmann *et al.,* 2020; Queirolo & Morales Gil, 2022).

En el ámbito del tratamiento de aguas residuales, este enfoque implica transitar de sistemas orientados exclusivamente a la remoción de contaminantes hacia esquemas de recuperación de carbono, nitrógeno y fósforo. En este contexto surge la bioeconomía circular, que integra biotecnología y aprovechamiento de biomasa mediante esquemas de biorrefinería (Mesa *et al.,* 2024). La biorrefinería de residuos permite transformar corrientes orgánicas complejas en productos de valor

agregado, superando alternativas convencionales como el compostaje o la producción de biogás (Puyol *et al.,* 2017).

Un proceso clave en este modelo es la fermentación acidogénica, mediante la cual la materia orgánica compleja se transforma en ácidos grasos volátiles (AGVs), compuestos intermediarios de alto valor utilizados como precursores para la producción de bioplásticos, biocombustibles, productos químicos de plataforma y otros bioproductos de interés industrial. Entre los factores que controlan la fermentación acidogénica, el pH juega un papel fundamental, ya que favorece la solubilización de proteínas y lípidos e inhibe la metanogénesis, promoviendo la acumulación de AGVs (Jankowska *et al.,* 2017; Presti *et al.,* 2021).

Los AGVs constituyen el sustrato preferido para el crecimiento de las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs, por sus siglas en inglés), las cuales los transforman en biomasa microbiana rica en proteína y en compuestos de alto valor como polihidroxialcanoatos (PHA) (Hülsen *et al.,* 2020; Puyol *et al.,* 2017). La integración de fermentación acidogénica y fotofermentación permite maximizar la recuperación simultánea de carbono, nitrógeno y fósforo a partir de efluentes de alta carga orgánica, como las aguas residuales de rastro (ARR).

3.2. Proteína unicelular como estrategia de valorización de residuos orgánicos

La proteína microbiana, también denominada proteína unicelular (*Single Cell Protein*, SCP), es aquella obtenida a partir de biomasa de microorganismos como bacterias, levaduras, algas y hongos filamentosos, producida bajo procesos fermentativos controlados que optimizan la tasa de crecimiento y la acumulación de biomasa.

Las proteínas unicelulares pueden emplear una amplia variedad de compuestos orgánicos como fuente de carbono, destacándose por su alta eficiencia de conversión de sustrato y rápida tasa de crecimiento. La Tabla 2 presenta la composición promedio de los principales grupos de microorganismos utilizados para la producción de biomasa, evidenciando que las bacterias poseen el mayor

contenido de proteína (50–65 % del peso seco), superando a hongos filamentosos, algas y levaduras, lo que las convierte en una alternativa atractiva para la producción de proteína unicelular (Nasseri *et al.,* 2011).

Tabla 2. Composición promedio de los principales grupos de microorganismos utilizados para la producción de biomasa (% peso seco).
Fuente: Tomado y modificado de Nasseri et al., 2011

Compuestos Orgánicos (%)	**Hongos Filamentosos**	**Algas**	**Levaduras**	**Bacterias**
Proteína	30 - 45	40 - 60	45 - 55	**50 - 65**
Lípidos	2 - 8	7 - 20	2 - 6	1 - 3
Ácidos nucleicos	7 - 10	3 - 8	6 - 12	8 - 12
Cenizas	9 - 14	8 - 10	5 - 10	3 - 7

Las bacterias quimioheterótrofas, las microalgas y las bacterias fotosintéticas anoxigénicas pueden producir proteína unicelular. Dentro de este grupo, las bacterias púrpuras no sulfurosas han recibido especial atención debido a su metabolismo fotoheterótrofo, que permite alcanzar contenidos de hasta 72 % de proteína cruda, además de generar subproductos de valor agregado (S. Jeke *et al.,* 2023).

La biomasa obtenida ha sido evaluada como aditivo proteico en acuicultura (Alloul *et al.,* 2021), lo cual resulta particularmente relevante considerando que el pescado constituye una de las principales fuentes de proteína para el consumo humano. En este sentido, la producción de proteína unicelular a partir de efluentes agroindustriales representa una alternativa sustentable que transforma residuos orgánicos en insumos con valor nutricional y potencial aplicación en sistemas alimentarios.

Las bacterias quimioheterotrofas, las microalgas y las bacterias fotosintéticas anoxigénicas (BFA) pueden convertir estos sustratos en proteína unicelular. Las

BFA en particular las bacterias purpuras no sulfurosas, denominadas en este trabajo como PPBs, han despertado gran interés y han sido ampliamente estudiadas debido a su metabolismo fotoheterotrófico, el cual favorece el crecimiento y la producción de biomasa con hasta un 72 % de proteína cruda, además de su capacidad para generar diversos subproductos de valor agregado (S. Jeke *et al.,* 2023). Esta biomasa se ha probado como fuente de proteína unicelular a manera de aditivos para la acuicultura (Alloul *et al.,* 2021), esto es favorable considerando que la principal fuente de proteína para el consumo humano es el pescado.

Por ello, la producción de proteína unicelular es una alternativa sustentable que aprovecha los residuos orgánicos transformándolos en productos que son nuevamente empleados como fertilizantes, alimento para animales como aditivos nutricionales para alimentos o piensos y otros subproductos de interés en la industria. Esta alternativa es una solución a la problemática que enfrenta la humanidad en cuanto la inseguridad alimentaria y el abastecimiento de alimentos con calidad nutricional.

3.3. Vinculación con los Objetivos de Desarrollo Sostenible y seguridad alimentaria.

La seguridad alimentaria mundial constituye uno de los mayores desafíos del siglo XXI y representa un eje estratégico para el cumplimiento de la Agenda 2030 de las Naciones Unidas. En este contexto, el Objetivo de Desarrollo Sostenible 2 (ODS 2: Hambre Cero) busca poner fin al hambre, lograr la seguridad alimentaria, mejorar la nutrición y promover una agricultura sostenible mediante el desarrollo de sistemas alimentarios más resilientes y eficientes. Paralelamente, el incremento en la demanda mundial de proteína animal, impulsado por el crecimiento demográfico y el aumento del ingreso per cápita, genera una presión creciente sobre los recursos naturales y evidencia la necesidad de desarrollar fuentes alternativas de proteína que reduzcan la dependencia de los sistemas convencionales de producción pecuaria.

Las Perspectivas Agrícolas 2023–2032 (OCDE-FAO, 2023) proyectan un incremento aproximado del 2 % en el consumo mundial per cápita de carne hacia

2032, impulsado principalmente por el crecimiento poblacional en países de ingresos medios y bajos. Este escenario incrementa la demanda de agua, energía y superficie agrícola, además de contribuir a las emisiones de gases de efecto invernadero, por lo que resulta indispensable implementar tecnologías que permitan producir alimentos de manera más sostenible y con menor impacto ambiental.

En este contexto, la producción de proteína unicelular mediante bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) cultivadas sobre efluentes agroindustriales representa una estrategia innovadora que contribuye directamente al ODS 2, al generar una fuente alternativa de proteína de alta calidad nutricional a partir de residuos orgánicos, favoreciendo la diversificación de las fuentes alimentarias y fortaleciendo la seguridad alimentaria bajo principios de bioeconomía circular.

Asimismo, esta estrategia presenta una estrecha relación con el ODS 1 (Fin de la pobreza), ya que el aprovechamiento de residuos agroindustriales para la obtención de biomasa proteica y otros bioproductos de alto valor puede generar nuevas cadenas productivas, oportunidades de empleo e ingresos para sectores rurales y agroindustriales. La valorización de residuos mediante procesos biotecnológicos contribuye a incrementar la rentabilidad de las industrias cárnicas y fomenta modelos de desarrollo económico más inclusivos y sostenibles.

Por otra parte, el ODS 6 (Agua limpia y saneamiento) promueve la reducción de la contaminación y el incremento del reciclaje y reutilización segura del agua. Las aguas residuales de rastro poseen elevadas concentraciones de materia orgánica, nitrógeno y fósforo que, bajo esquemas convencionales, representan una fuente importante de contaminación. El cultivo de PPBs permite remover simultáneamente carbono y nutrientes mientras los incorpora a biomasa microbiana, disminuyendo la carga contaminante del efluente y favoreciendo la recuperación de recursos hídricos y nutrientes.

El proyecto también contribuye al ODS 7 (Energía asequible y no contaminante) debido a que los procesos fotoheterótrofos desarrollados por las PPBs pueden operar utilizando energía luminosa, reduciendo significativamente los requerimientos energéticos asociados a los tratamientos aerobios convencionales,

cuya principal demanda corresponde a la aireación. La disminución del consumo energético representa una oportunidad para reducir costos operativos y avanzar hacia tecnologías de tratamiento más eficientes y sostenibles.

Desde la perspectiva del ODS 11 (Ciudades y comunidades sostenibles), el aprovechamiento de aguas residuales agroindustriales mediante procesos biotecnológicos fortalece la gestión sostenible de los residuos urbanos y agroindustriales, disminuyendo la disposición inadecuada de efluentes y promoviendo modelos de economía circular que favorecen la resiliencia ambiental de las comunidades y reducen la presión sobre la infraestructura de saneamiento.

De igual manera, la presente investigación contribuye al ODS 13 (Acción por el clima), ya que la recuperación de carbono y nutrientes presentes en las aguas residuales evita parcialmente su transformación en emisiones de gases de efecto invernadero asociadas a la descomposición anaerobia no controlada y reduce la necesidad de producir proteínas mediante sistemas pecuarios altamente intensivos en emisiones, consumo de agua y uso de suelo. En consecuencia, la valorización biotecnológica de estos efluentes puede contribuir a disminuir la huella ambiental de los sistemas alimentarios.

En conjunto, la integración de fermentación acidogénica y cultivo de bacterias fototróficas púrpuras para transformar aguas residuales de rastro en biomasa proteica constituye un modelo de biorrefinería circular, donde el carbono, nitrógeno y fósforo contenidos en los efluentes son recuperados y reincorporados a la cadena productiva como biomasa y bioproductos de valor agregado. Este enfoque no solo contribuye a la reducción de la contaminación y al aprovechamiento eficiente de los recursos, sino que también fortalece la seguridad alimentaria, impulsa la innovación biotecnológica y favorece el cumplimiento integral de los Objetivos de Desarrollo Sostenible 1, 2, 6, 7, 11 y 13, alineándose con los principios de sostenibilidad y economía circular promovidos por la Agenda 2030.

4. FERMENTACIÓN ACIDOGÉNICA PARA LA PRODUCCIÓN DE ÁCIDOS GRASOS VOLÁTILES (AGVs)

4.1. Digestión anaerobia: marco general del proceso

La digestión anaerobia (DA), también conocida como biometanización, es un proceso biológico que ocurre en ausencia de oxígeno, mediante el cual la materia orgánica compleja, como polisacáridos, lípidos y proteínas, es degradada por consorcios microbianos hasta convertirse en compuestos más simples a través de una serie de reacciones bioquímicas secuenciales (Metcalf & Eddy, 2014).

Este proceso comprende cuatro etapas principales: hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis y metanogénesis, las cuales permiten la conversión progresiva de la materia orgánica en productos finales como metano (CH_4), dióxido de carbono (CO_2) y agua (Muñoz Estrada, 2021). Debido a su capacidad para estabilizar residuos orgánicos, reducir la producción de lodos y generar energía renovable en forma de biogás, la digestión anaerobia se ha consolidado como una de las tecnologías más empleadas para el tratamiento de residuos orgánicos y aguas residuales, desempeñando un papel relevante en la transición hacia modelos de economía circular mediante la valorización de residuos y la producción de biofertilizantes y energía renovable (Batstone *et al.,* 2015; Puyol *et al.,* 2017).

4.1.1. Hidrólisis

La hidrólisis constituye la etapa inicial de la digestión anaerobia y consiste en la despolimerización de macromoléculas orgánicas complejas, como proteínas, carbohidratos y lípidos, en compuestos solubles de menor peso molecular, tales como aminoácidos, monosacáridos, ácidos grasos de cadena larga y alcoholes, mediante la acción de enzimas hidrolíticas extracelulares producidas por bacterias fermentativas (Metcalf & Eddy, 2014; Batstone *et al.,* 2015). Esta etapa es fundamental, ya que determina la disponibilidad de sustratos para las fases posteriores del proceso anaerobio y, en residuos con alta proporción de sólidos o compuestos complejos, suele representar la etapa limitante de la velocidad global

de degradación. Su eficiencia depende de factores como el pH, la temperatura, el tamaño de partícula, el tiempo de retención y la naturaleza del sustrato, los cuales influyen directamente en la solubilización de la materia orgánica y en el rendimiento global de la digestión anaerobia (Metcalf & Eddy, 2014; Batstone *et al.,* 2015).

4.1.2. Acidogénesis

Durante la acidogénesis, los compuestos solubles generados en la etapa de hidrólisis son metabolizados por bacterias fermentativas o acidogénicas, dando lugar a una amplia variedad de productos intermedios, entre los que destacan los ácidos grasos volátiles (AGVs), hidrógeno (H_2), dióxido de carbono (CO_2), alcoholes y otros compuestos orgánicos de bajo peso molecular (Metcalf & Eddy, 2014). La distribución de estos productos depende de factores como el pH, la temperatura, el tiempo de retención hidráulica y la composición del sustrato, los cuales influyen sobre las rutas metabólicas predominantes. Desde el enfoque de biorrefinería, esta etapa adquiere especial importancia porque permite la acumulación de AGVs, considerados compuestos plataforma para la producción de biocombustibles, bioplásticos y otros bioproductos de alto valor agregado. Por ello, el control de las condiciones operacionales para inhibir la metanogénesis y favorecer la fermentación acidogénica constituye una estrategia ampliamente estudiada para la valorización de residuos orgánicos (Jankowska *et al.,* 2017; Wang *et al.,* 2014).

4.1.3. Acetogénesis

La acetogénesis corresponde a la tercera etapa de la digestión anaerobia y consiste en la conversión de los productos obtenidos durante la acidogénesis, principalmente ácidos grasos de cadena larga, alcoholes y otros compuestos orgánicos intermedios, en ácido acético, hidrógeno (H_2) y dióxido de carbono (CO_2) mediante la acción de bacterias acetogénicas sintróficas (Metcalf & Eddy, 2014). Estos microorganismos mantienen una estrecha relación metabólica con las arqueas metanogénicas, ya que la eliminación continua del hidrógeno producido favorece la viabilidad termodinámica de las reacciones acetogénicas. De esta manera, la acetogénesis constituye una etapa de transición que conecta la fermentación

acidogénica con la producción final de biogás y regula la disponibilidad de sustratos para la metanogénesis (Batstone *et al.,* 2015).

4.1.4. Metanogénesis

La metanogénesis representa la etapa final de la digestión anaerobia y es llevada a cabo por arqueas metanogénicas estrictamente anaerobias, las cuales utilizan principalmente el ácido acético, el hidrógeno y el dióxido de carbono para producir metano (CH_4) y dióxido de carbono (CO_2) (Metcalf & Eddy, 2014). Estos microorganismos presentan una elevada sensibilidad a cambios en el pH, la temperatura y la presencia de compuestos inhibidores, por lo que requieren condiciones operacionales estables para mantener una adecuada producción de biogás. Cuando el objetivo del proceso es la generación de energía renovable, la digestión anaerobia se desarrolla hasta esta etapa. Sin embargo, en estrategias de recuperación de recursos orientadas a la producción de ácidos grasos volátiles, la metanogénesis se inhibe o se evita deliberadamente con el fin de impedir el consumo de los AGVs acumulados durante la acidogénesis, favoreciendo su aprovechamiento como precursores para la síntesis de productos de alto valor agregado (Puyol *et al.,* 2017; Jankowska *et al.,* 2017).

La Figura 3 muestra de manera esquemática las principales etapas microbianas de la digestión anaerobia de aguas residuales agroindustriales, destacando la hidrólisis, acidogénesis y acetogénesis, así como la posibilidad de detener el proceso en la etapa acidogénica para favorecer la recuperación de AGVs como intermediarios de interés en esquemas de biorrefinería y economía circular.

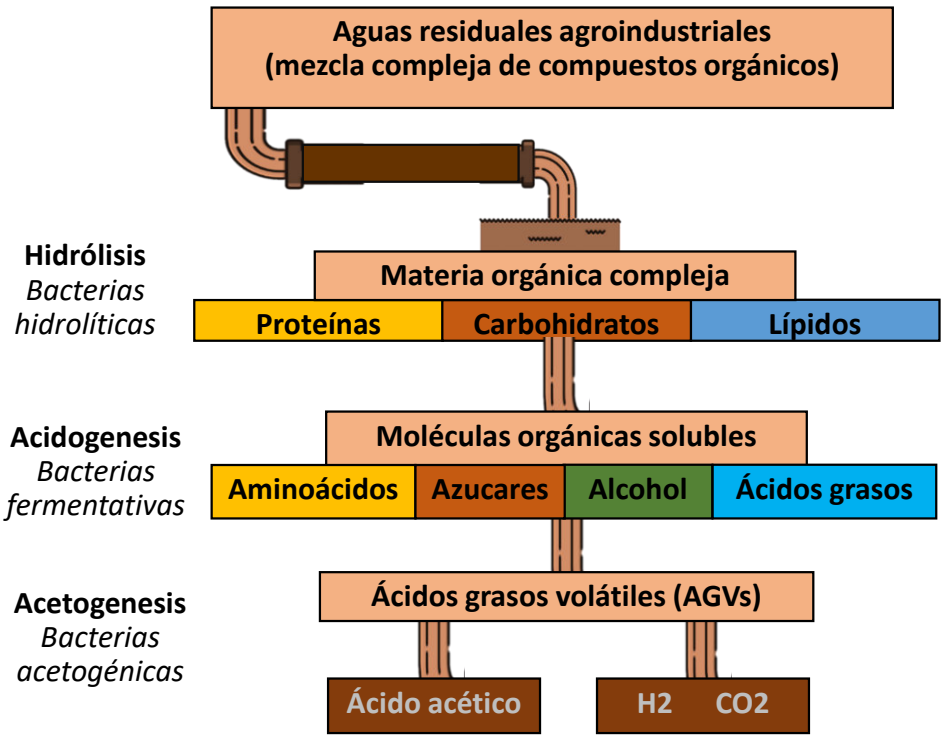


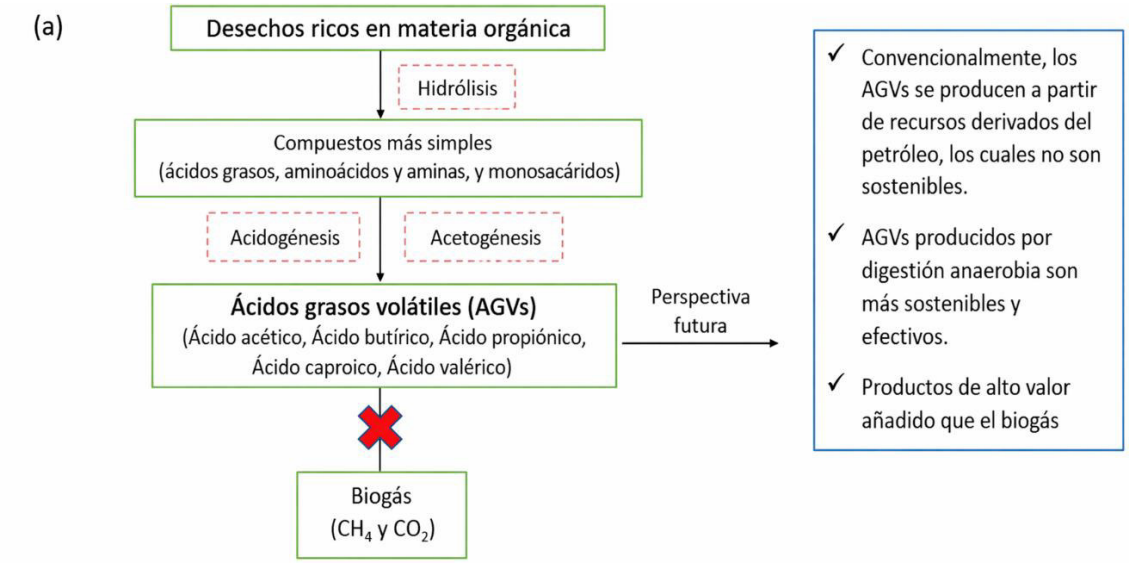
Figura 3. Esquema de la digestión anaerobia de aguas residuales agroindustriales, donde se ilustran las principales etapas microbianas hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis para la generación de AGVs como productos intermedios de alto valor (Autoría propia, 2026)

4.2. Fermentación acidogénica como estrategia dirigida para la producción de AGVs

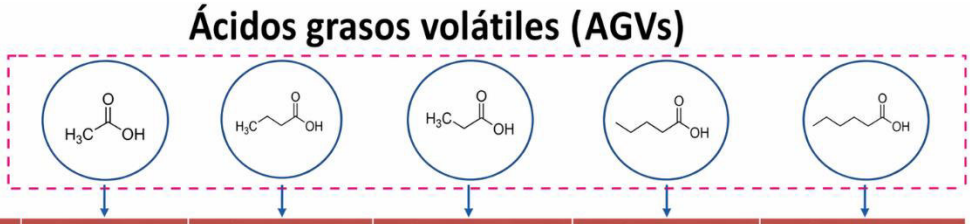
La fermentación acidogénica, también denominada fermentación oscura (FO), constituye una etapa clave dentro de la digestión anaerobia (DA), en la cual los compuestos orgánicos complejos presentes en residuos orgánicos son transformados principalmente en ácidos grasos volátiles (AGVs), junto con dióxido de carbono (CO_2), hidrógeno (H_2), ion amonio ($N\text{-}NH_4^+$) y otros metabolitos intermedios.

Desde el punto de vista metabólico, este proceso inicia con la hidrólisis de macromoléculas como proteínas, carbohidratos y lípidos, seguida de rutas acidogénicas y acetogénicas en ausencia estricta de oxígeno. Cuando el objetivo del sistema es la acumulación de AGVs y no la producción de metano, la metanogénesis debe ser inhibida o suprimida operativamente (Wang *et al.,* 2014; Pervez *et al.,* 2022).

La Figura 4 (a) muestra la ruta general de conversión de residuos orgánicos ricos en materia orgánica hacia AGVs, así como su relevancia comercial. En la Figura 4 (a) se observa la secuencia metabólica desde la hidrólisis hasta la formación de ácidos grasos volátiles; mientras que la Figura 4 (b) presenta los principales AGVs, su peso molecular, tamaño de mercado y aplicaciones industriales (Pervez *et al.,* 2022).



(b)



	Ácido acético (Mw: 60 g/mol)	Ácido butírico (Mw: 88 g/mol)	Ácido propiónico (Mw: 74 g/mol)	Ácido valérico (Mw: 102 g/mol)	Ácido caproico (Mw: 116 g/mol)
Tamaño del mercado (kton/año)	14,000 – 17,000	90 - 105	350 - 470	10-12	25-26
Precio del mercado (€/ton)	400 – 800	1,500 – 1,650	2,000 – 2,500	2,200-2,300	1,900-2,100
Aplicación	Textil	Aditivo alimentario	Conservación de alimentos	Aditivo alimentario	Aditivos para pinturas
	Aditivo alimentario	Textil	Síntesis de herbicidas	Lubricantes	Promotor del crecimiento vegetal
	Industria cosmética	Industria farmacéutica	Intermediario en perfumería	Plastificante	Industria farmacéutica
	Monómero de acetato de vinilo	Agente aromatizante	Industria farmacéutica	Agente aromatizante	Agente aromatizante

Figura 4. (a) Ruta de producción de ácidos grasos volátiles (AGVs) a partir de residuos orgánicos; (b) principales AGVs, peso molecular y aplicaciones industriales. Adaptado de Pervez et al. (2022)

En la Figura 4 (b) se incluyen cinco AGVs de mayor relevancia industrial: ácido acético, ácido propiónico, ácido butírico, ácido valérico y ácido caproico, cuyos pesos moleculares oscilan entre 60 y 116 g mol^{-1}.

En términos de mercado, el ácido acético presenta el mayor volumen global (14,000–17,000 kton/año), con aplicaciones en la industria textil, alimentaria, cosmética y en la producción de monómero de acetato de vinilo. Los ácidos butírico y propiónico poseen mercados intermedios, pero precios más elevados, debido a su uso como conservadores, aromatizantes y precursores farmacéuticos. En contraste, los ácidos valérico y caproico presentan menores volúmenes de producción, pero precios unitarios superiores, asociados a aplicaciones especializadas como plastificantes, lubricantes, aditivos para pinturas y compuestos aromáticos.

En conjunto, estos datos demuestran que los AGVs obtenidos mediante fermentación acidogénica trascienden su papel como simples intermediarios metabólicos, ya que constituyen moléculas precursoras de alto valor para la síntesis de bioproductos y compuestos químicos de interés industrial. En este sentido, su recuperación a partir de aguas residuales agroindustriales fortalece el concepto de biorrefinería, al promover el aprovechamiento integral del carbono contenido en los residuos y favorecer la transición hacia modelos de bioeconomía circular con mayor valor agregado y menor impacto ambiental.

4.3. Ácidos grasos volátiles (AGVs): características y relevancia industrial

Los AGVs son ácidos carboxílicos de cadena corta (C_2–C_6) producidos como intermediarios en la digestión anaerobia. Entre los principales se encuentran los ácidos acético, propiónico, butírico, valérico y caproico. Su acumulación es el resultado de tres procesos interrelacionados: acidogénesis primaria, acetogénesis sintrófica y homoacetogénesis (vía Wood–Ljungdahl) (Jankowska *et al.,* 2017).

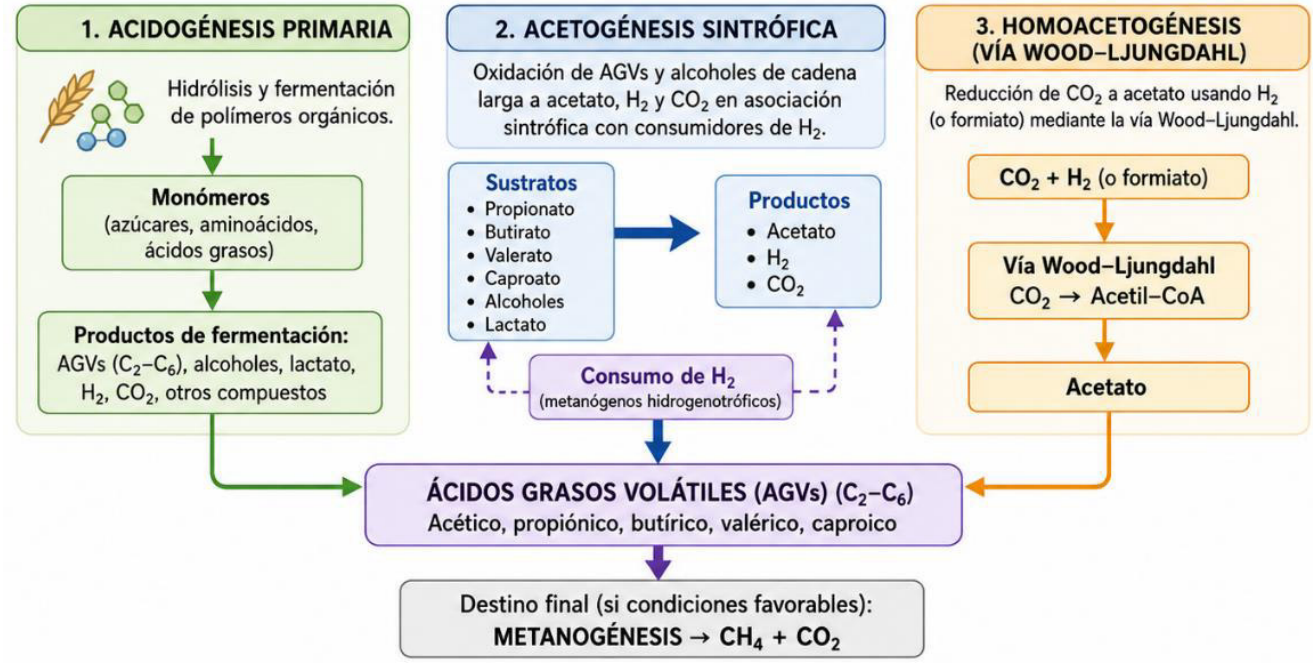


Figura 5. Vías de formación de los ácidos grasos volátiles (AGVs) en la digestión anaerobia. Fuente: Elaboración propia con base en Jankowska et al. (2017)

La Figura 5 resume las principales rutas metabólicas involucradas en la formación de estos compuestos. Además de su función dentro de la digestión anaerobia, los AGVs poseen un importante interés industrial al emplearse como materia prima para la producción de biopolímeros, biocombustibles, solventes, plastificantes, compuestos farmacéuticos, aditivos alimentarios y otros productos químicos de alto valor agregado. Estas aplicaciones han incrementado el interés por desarrollar tecnologías sostenibles para su obtención a partir de residuos orgánicos, reduciendo la dependencia de materias primas de origen fósil y promoviendo esquemas de bioeconomía circular.

Actualmente, la mayor parte de los AGVs utilizados a nivel industrial se produce mediante rutas petroquímicas. Sin embargo, la fermentación acidogénica de residuos orgánicos constituye una alternativa sostenible para su producción, ya que permite transformar corrientes residuales con alta carga orgánica en compuestos de interés industrial mediante procesos biológicos. No obstante, el licor de fermentación acidogénica es una mezcla compleja que contiene diferentes AGVs, microorganismos, sales y materia orgánica residual en soluciones relativamente diluidas, lo que dificulta su purificación y puede incrementar significativamente los

costos asociados a su recuperación mediante procesos convencionales de separación (Battista *et al.,* 2020).

En este contexto, una estrategia con mayor potencial consiste en aprovechar directamente el licor de fermentación acidogénica como sustrato para otros procesos biotecnológicos, evitando etapas adicionales de purificación y favoreciendo el aprovechamiento integral del carbono contenido en los residuos. Bajo este enfoque, los AGVs dejan de considerarse únicamente productos finales de la fermentación para convertirse en intermediarios estratégicos para la recuperación de recursos, capaces de integrarse en esquemas de biorrefinería donde son transformados en biomasa microbiana y otros bioproductos de alto valor agregado, fortaleciendo así los principios de la economía circular y la sostenibilidad ambiental.

4.4. Microbiología de la fermentación acidogénica

La fermentación oscura se desarrolla generalmente en cultivos mixtos, donde participa una comunidad microbiana diversa cuya estructura depende del sustrato, pH, carga orgánica, disponibilidad de nutrientes y tiempo de retención hidráulica.

En la degradación de residuos ricos en proteínas, carbohidratos y lípidos, los filos microbianos dominantes suelen ser *Firmicutes*, *Bacteroidetes*, *Proteobacteria* y *Chloroflexi.* Dentro de *Firmicutes*, el orden *Clostridiales* desempeña un papel central en la hidrólisis y fermentación de polisacáridos y proteínas, generando elevadas concentraciones de AGVs. El género *Sporanaerobacter* se ha asociado con la producción de n-butirato e iso-valerato en sistemas acidogénicos. En fermentación de sangre de rastro, entre 70–90 % de la comunidad microbiana correspondió a Clostridiales (Plácido & Zhang, 2018).

Los Bacteroidetes (clase *Bacteroidia*) se correlacionan principalmente con la producción de acetato y propionato, mientras que Proteobacteria participan en rutas hacia butirato e iso-butirato. Por su parte, *Chloroflexi* (clase *Anaerolineae*) contribuyen a la hidrólisis de compuestos complejos y favorecen condiciones que limitan la actividad metanogénica (Sanchez-Ledesma *et al.,* 2024).

4.5. Factores operativos que influyen en la producción de AGVs

La acumulación y perfil de AGVs dependen de múltiples variables como pH, temperatura, tiempo de retención hidráulica (TRH), configuración del reactor, relación C/N, tipo de sustrato, inóculo y comunidad microbiano.

El pH es uno de los factores más determinantes en la distribución y acumulación de AGVs. Diversas investigaciones, como la de S. Dahiya *et al.* (2015), reportan que el rango óptimo de pH para la producción de ácidos grasos volátiles (AGV) se encuentra entre 5.25 y 11, aunque este valor varía según el sustrato, ya que cada tipo de AGVs presenta un rango óptimo distinto para su formación.

En el estudio de Jankowska *et al.* (2017) se evaluó el efecto del pH inicial ácido (5.0), neutro (7.0, con inhibidor específico de metanogénesis) y alcalino (11.0) en la fermentación anaerobia de cultivos mixtos utilizando diferentes sustratos (ensilado de maíz, suero de queso, biomasa de microalgas y glucosa). Los resultados mostraron que un pH alcalino inicial favorece la mayor producción global de AGVs, con rendimientos de 0.83 g AGVs·g DQO^{-1} para biomasa de microalgas, 0.78 g AGVs·g DQO^{-1} para ensilado de maíz y 0.71 g AGVs·g DQO^{-1} para suero de queso; un pH neutro inicial estimula la acidogénesis y la producción de AGVs a partir de glucosa, alcanzando la mayor concentración registrada para este sustrato.

Estos resultados evidencian que es posible llevar a cabo procesos de fermentación anaerobia eficientes en cultivos mixtos sin necesidad de grandes cantidades de ácido o base para el ajuste continuo de pH, y que la distribución de AGVs producidos depende principalmente del tipo de sustrato empleado.

Por otro lado, Presti *et al*. (2021) reportan que bajo condiciones alcalinas (pH 10, ajustado de forma constante) se alcanzó la mayor acumulación de AGVs (2145 mg DQO L^{-1}), debido a que estos valores de pH favorecen la hidrólisis de macromoléculas y la liberación de compuestos solubles, al mismo tiempo que inhiben la actividad de los metanógenos responsables de consumir los AGVs y transformarlos en metano.

No obstante, uno de los principales desafíos identificados es que el ajuste artificial de pH mediante adición de ácidos o bases, aunque útil a escala de laboratorio, resulta poco viable económica y operativamente a gran escala. Por ello, el desarrollo de procesos fermentativos sin control continuo de pH se plantea como una estrategia clave para reducir costos, especialmente cuando se emplean cultivos mixtos y sustratos no axénicos, lo que a su vez facilita la escalabilidad industrial del proceso.

Diversos estudios han evaluado la producción y composición de ácidos grasos volátiles (AGVs) durante la fermentación acidogénica utilizando distintos tipos de sustratos y condiciones operativas, particularmente el pH. Estas variaciones influyen significativamente en el perfil de AGVs obtenidos, predominando generalmente los ácidos acético, propiónico y butírico. En la Tabla 3 se presentan algunos estudios representativos que reportan el tipo de sustrato utilizado, el rango de pH evaluado y los AGVs dominantes obtenidos durante el proceso de fermentación.

Tabla 3. Producción y tipo de AGVs predominantes en diferentes sustratos y condiciones de pH reportados en la literatura. Autoría propia

REFERENCIAS	TIPO DE SUSTRATO	CONTROL DE pH	AGVs DOMINANTES
Sánchez-Ledesma *et al.*, 2024	Aguas residuales de la extracción de almidón de yuca	5, 5.2, 5.4, 5.5 y 5.9	Ácido acético (100 %)
		5.7	Ácido acético (34.5 %), ácido propiónico (4 %) y ácido butírico (61.5 %)
Jankowska *et al.*, 2017	1. Ensilado de maíz; 2. Biomasa de microalgas; 3. Suero de queso; 4. Glucosa 1 %	5	1. Acetato y propionato; 2. Propionato; 3. Acetato, propionato y butirato; 4. ácido acético y ácido butírico
		7	1,2,3,4. Acetato y 4. propiónico
		11	1,2,3. Acetato

Jankowska *et al.*, 2015	Mezcla de lodo primario y lodo activado residual (1:1)	4 y 5	Acetato (40.7 %), propionato (20 %) y butirato (22.4 %)
		6, 7.5 y 9	Baja producción de AGV; predominan ácido propiónico y ácido caproico
		10 y 11	Ácido acético
		12	Inhibición de la producción de AGV
Jiang *et al.*, 2013	Residuos alimentarios simulados	5	Acetato (66.97 %), 17.08 mg L^{-1} de AGV
		6	Butirato (53.27 %), 39.46 mg L^{-1} de AGV
		7	Butirato (42.66 %), 37.09 mg L^{-1} de AGV
Feng *et al.*, 2014	Lodo activado residual con restos de alimentos	4, 5 y 11	Ácido acético: 72 %, 32.2 % y 42.8 % respectivamente
		6, 7, 8, 9 y 10	Ácido propiónico: 45.1 %, 52.3 %, 51.8 %, 48.7 % y 47.7 % respectivamente
Bengtsson *et al.*, 2008	1. Permeado de suero de queso; 2. Efluentes de la industria papelera	15.25 a 6	Propionato
		23.5 a 6	Butirato y propionato
Horiuchi *et al.*, 2002	Agua residual sintética	5 – 7	Ácido acético y ácido butírico
		8	Ácido acético y ácido propiónico

En general, el sustrato ideal para la fermentación acidogénica debe presentar alto contenido de carbono, buena biodegradabilidad, disponibilidad constante y capacidad amortiguadora natural. En este sentido, las aguas residuales de rastro, debido a su elevado contenido de proteínas, sangre y materia orgánica fácilmente biodegradable, constituyen un sustrato particularmente adecuado para este proceso. Además, la liberación de amonio derivada de la degradación de compuestos nitrogenados contribuye a la estabilidad del pH y favorece la

acumulación de AGVs, lo que posiciona a estos efluentes como corrientes estratégicas dentro de un modelo de biorrefinería orientado a la producción de sustratos para PPBs (Hülsen *et al.,* 2020; Ledesma *et al.,* 2024).

5. LAS BACTERIAS FOTOTRÓFICAS PÚRPURAS (PPBs)

5.1. Generalidades de las PPBs

Las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs, por sus siglas en inglés) son un grupo de microorganismos fotosintéticos facultativos ampliamente distribuidos en ambientes acuáticos y terrestres, capaces de desarrollarse en un rango diverso de condiciones físicoquímicas. Pueden habitar desde cuerpos de agua someros entre 0.3 y 20 m de profundidad hasta entornos con variaciones térmicas, ya que existen especies psicrófilas y mesófilas (Hülsen *et al.,* 2018), así como cepas capaces de proliferar en medios salinos (Hülsen *et al.,* 2019) o incluso en ambientes contaminados por metales pesados (Kis, 2018, citado en Capson-Tojo *et al.,* 2020). Esta ubicuidad refleja su notable adaptabilidad metabólica.

Las PPBs realizan fotosíntesis anoxigénica, utilizando principalmente radiación del infrarrojo cercano como fuente de energía para la síntesis de ATP. La captación de la luz se lleva a cabo mediante complejos fotosintéticos compuestos por bacterioclorofila (a y b) y carotenoides, responsables de su característica coloración púrpura-rojiza (Hülsen *et al.,* 2014; Puyol *et al.,* 2020). Los carotenoides absorben radiación en la región visible y transfieren la energía a las bacterioclorofilas, además de proteger al sistema fotosintético frente al daño oxidativo. Gracias a ello, las PPBs pueden aprovechar eficientemente longitudes de onda del infrarrojo cercano, generalmente entre 750 y 1050 nm, lo que favorece su selección y predominancia frente a otros microorganismos fotótrofos, como algas y cianobacterias.

Las PPBs no sulfurosas poseen uno de los metabolismos más versátiles del mundo microbiano, lo que les permite alternar entre modos fotoheterotrófico, fotoautotrófico, quimioheterotrófico y quimioautotrófico, dependiendo de la disponibilidad de luz, fuentes de carbono, donadores de electrones y condiciones de oxígeno. En condiciones anaerobias con disponibilidad de luz, generalmente

predomina el metabolismo fotoheterotrófico, utilizando compuestos orgánicos como ácidos grasos volátiles, carbohidratos, alcoholes y aminoácidos como fuente de carbono, mientras que en modo fotoautotrófico pueden emplear CO_2 como fuente de carbono y compuestos inorgánicos como H_2, Fe^{2+}, compuestos reducidos de azufre o nitrito como donadores de electrones. Asimismo, bajo condiciones oscuras pueden crecer mediante metabolismo quimioheterotrófico o quimioautotrófico, aprovechando diversos sustratos orgánicos e inorgánicos para la obtención de energía y poder reductor (Hülsen *et al.,* 2022; Morrison & Bose, 2025). Esta extraordinaria plasticidad metabólica les confiere una ventaja competitiva para desarrollarse en corrientes residuales complejas y convertirlas en biomasa rica en productos de alto valor agregado, incluyendo proteína unicelular, carotenoides, bacterioclorofilas, ubiquinonas (coenzima Q), vitaminas, polihidroxialcanoatos (PHA) y otros compuestos de interés biotecnológico, además de participar en la producción biológica de hidrógeno y en procesos de recuperación de recursos dentro del marco de la economía circular.

El aprovechamiento de las PPBs en el tratamiento de aguas residuales ha cobrado relevancia debido a su capacidad para lograr la eliminación simultánea de carbono, nitrógeno y fósforo mediante asimilación biológica, incorporando estos nutrientes directamente en la biomasa (Muñoz *et al.,* 2020). En cultivos mixtos, esta biomasa puede recuperar de manera eficiente la DQOs, N-NH_4^+ y P-PO_4^{3-}, formando sólidos recuperables que funcionan como un producto con valor comercial. La biomasa PPBs destaca por su alto contenido de proteína cruda (≈60 % del peso seco), complementada con carotenoides, bacterioclorofilas, vitaminas y PHAs, lo que la convierte en una biomasa con potencial para aplicaciones como proteína unicelular en acuicultura y ganadería (Hülsen *et al.,* 2022).

En conjunto, la combinación de su versatilidad metabólica, su eficiencia fotosintética y su capacidad para producir biomoléculas de interés industrial posiciona a las PPBs como un pilar tecnológico dentro de los modelos de economía circular y biorrefinerías basadas en residuos, permitiendo transformar efluentes

agroindustriales de alta carga orgánica como las aguas residuales de rastro en recursos valiosos y productos con potencial económico.

En la Figura 6 se presenta la composición promedio de los principales componentes intracelulares que pueden encontrarse en la biomasa de PPBs, derivada de cultivos mixtos alimentados con aguas residuales fermentadas. De acuerdo con Hülsen *et al.* (2022), la biomasa PPBs se caracteriza por un contenido elevado de proteína cruda que puede alcanzar aproximadamente el 60% del peso seco, junto con fracciones relevantes de lípidos y carbohidratos, además de una proporción variable de polihidroxialcanoatos (PHA). Asimismo, esta biomasa contiene compuestos de alto valor comercial como carotenoides, bacterioclorofilas (BChl) y coenzima Q10, los cuales contribuyen al valor nutracéutico, pigmentante y antioxidante del producto final. Los valores representados en la gráfica corresponden a los promedios reportados por Capson-Tojo *et al.* (2020), y confirman el potencial de las PPBs como plataforma biotecnológica para la obtención simultánea de proteína unicelular y biomoléculas de valor agregado a partir de efluentes orgánicos industriales.

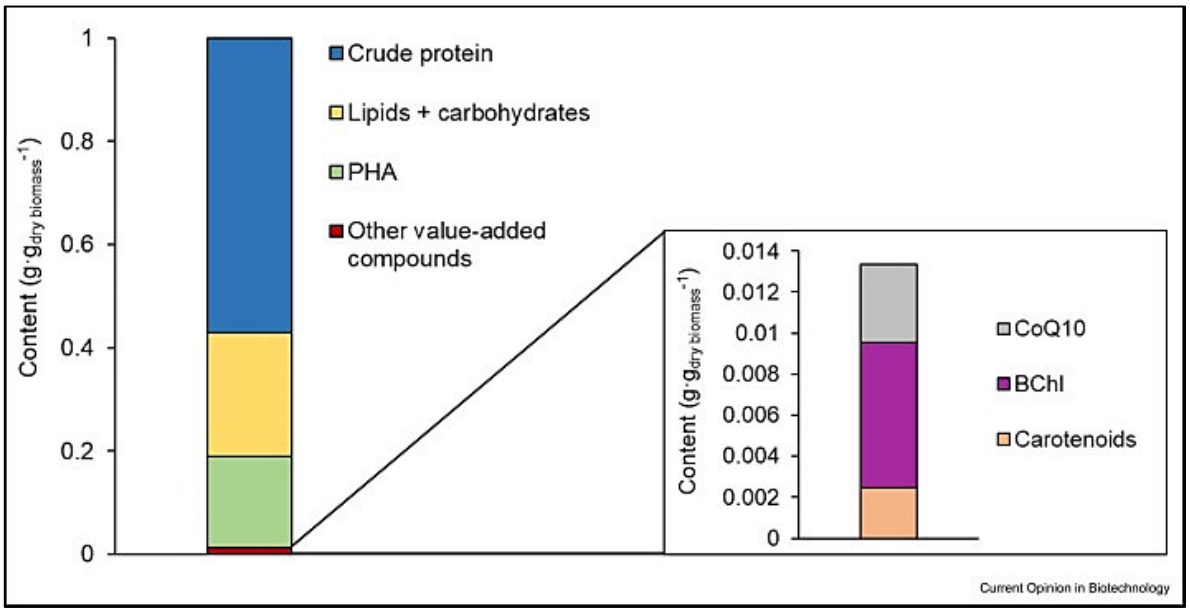


Figura 6. Contenido de proteína cruda y otros subproductos (valores promedio a partir de los datos presentados en Capson-Tojo et al., 2020. Fuente: (Hülsen et al., 2022)

5.2 Parámetros clave para el desarrollo de las PPBs

El crecimiento y la productividad de las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) dependen de diversos factores ambientales y operacionales que regulan su metabolismo y capacidad para remover contaminantes y recuperar recursos de valor agregado. Entre los parámetros más relevantes se encuentran la temperatura, la iluminación, las condiciones de oxígeno, el pH, el tiempo de retención hidráulica (TRH), la carga orgánica (CO), las características del agua residual y su pretratamiento, el tipo de microorganismos e inóculo empleado y la fermentación anaerobia como etapa previa. La optimización conjunta de estas variables permite favorecer el crecimiento de las PPBs, incrementar la producción de biomasa y mejorar la obtención de compuestos de interés biotecnológico. La Figura 7 presenta un esquema general de los principales parámetros que influyen en el desarrollo de las PPBs y las condiciones reportadas como más favorables en la literatura para su aplicación en procesos de tratamiento de aguas residuales y recuperación de recursos. Posteriormente, cada uno de estos factores se describe de manera individual y se analizan sus efectos sobre el desempeño de estos microorganismos.

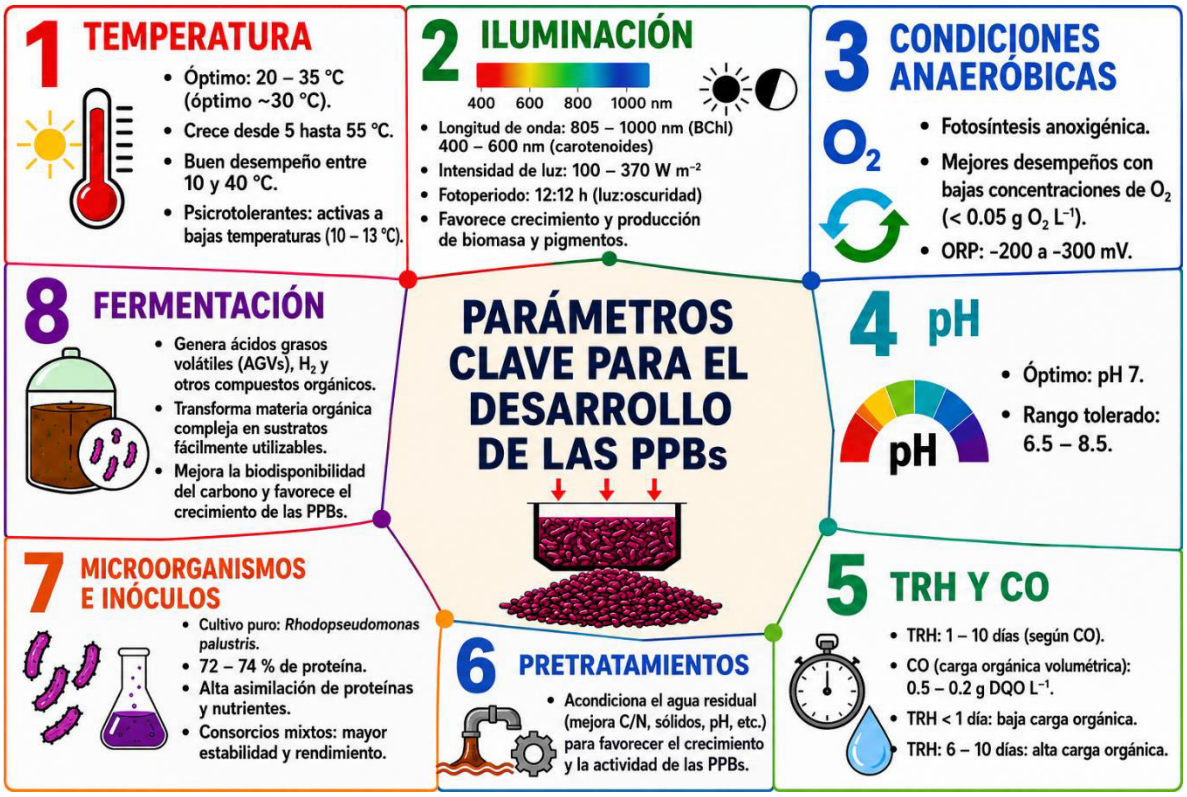


Figura 7. Principales parámetros que influyen en el crecimiento y desarrollo de las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs). Elaboración a partir de Hülsen et al., 2022; Capson-Tojo et al., 2020; Rashid et al., 2022; Liu et al., 2022; Muñoz et al., 2022 y otros estudios consultados

5.2.1. Temperatura

La temperatura es un factor clave para el desarrollo de las PPBs; sin embargo, estos microorganismos pueden crecer en un rango amplio sin ver comprometida su funcionalidad. Diversos estudios han evaluado su comportamiento en condiciones que van desde 5 °C hasta 55 °C (Hülsen *et al.,* 2022a; Hülsen *et al.,* 2022b; Lu *et al.,* 2019). Este intervalo abarca, en general, las temperaturas registradas en reactores operados tanto a nivel de laboratorio como en condiciones reales. El valor más alto reportado en este contexto (~40 °C) corresponde a un reactor de placa plana operado con luz natural durante 1.5 años (Hülsen *et al.,* 2022b).

En biorreactores fotoanaerobicos de membrana, operados a temperaturas controladas de 22 °C y 10 °C, se observó una buena eficiencia a 10 °C, alcanzando límites de descarga de DQOt < 100 mg L^{-1}, NT < 10 mg L^{-1} y PT < 1 mg L^{-1}. A temperaturas bajas, se registró un incremento en la formación de biopelículas, lo que podría estar asociado a un mecanismo de estrés que favorece la adhesión de

la biomasa a las superficies. No obstante, ambos regímenes térmicos mostraron comportamientos similares en cuanto a la eliminación de DQO, NT y PT. La dominancia de PPBs fue mayor a 10 °C que a 22 °C, posiblemente debido a la competencia con otros microorganismos favorecidos por temperaturas más bajas (Hülsen *et al.,* 2016).

Estos mismos autores reportaron que la biomasa cultivada en condiciones ambientales reduce su actividad en un 20 % al exponerse a 10 °C, alcanzando su mayor actividad a 30 °C. En contraste, la biomasa cultivada directamente a baja temperatura mostró un incremento de inactividad de hasta un 25 %, evidenciando psicrotolerancia. Esto sugiere que las PPBs cultivadas a 10 °C se adaptan a entornos fríos, lo que representa una ventaja para su aplicación en tecnologías de tratamiento de aguas residuales en climas templados o fríos.

En estudios recientes, Hülsen y colaboradores operaron reactores de placa plana en exteriores con iluminación natural y aguas residuales agroindustriales (provenientes de industrias avícola y porcina) durante periodos prolongados, con rangos de temperatura de 55 - 6 °C (1.5 años) y 42 -14 °C (253 días) (Hülsen *et al.,* 2022a; Hülsen *et al.,* 2022b; Muñoz *et al.,* 2020a; Muñoz *et al.,* 2020b; Muñoz *et al.,* 2022). Asimismo, se evaluaron tratamientos de aguas de cerdo en fotobiorreactores continuos y tipo batch, con temperaturas entre 40 °C y 13 °C.

La temperatura más alta registrada se observó en un fotobiorreactor cerrado (32–40 °C), mientras que en un fotobiorreactor abierto osciló entre 30–34 °C. El incremento en el reactor cerrado se atribuyó a una mayor relación área iluminada-volumen. Aun así, el crecimiento de las PPBs no se vio afectado, obteniéndose remociones de COT y NT de 87 % y 98 % en el reactor abierto, y de 73 % y 80 % en el reactor cerrado. Las diferencias se relacionaron con la volatilización en el sistema abierto y con la acumulación de sólidos, que fue mayor en el reactor abierto (2–4 g SST L^{-1}) que en el cerrado (2.1 g SST L^{-1}) (Muñoz *et al.,* 2020b).

En un fotobiorreactor tipo batch comparando 13 °C y 30 °C, no se registraron diferencias significativas en la concentración de biomasa (1.15 ± 0.05 y 1.19 ± 0.05 g L^{-1}). Estos resultados evidencian que las PPBs mantienen su crecimiento a bajas

temperaturas, a diferencia de otros fotótrofos como las microalgas, que presentan reducciones marcadas en condiciones frías. Además, a 13 °C se observó un aumento de carotenoides y una mayor asimilación inicial de COT durante los primeros seis días, aunque las concentraciones se igualaron posteriormente en ambos tratamientos (0.20 ± 0 y 0.24 ± 0.01 g L^{-1}) (Muñoz *et al.,* 2022b). Esto confirma que las PPBs son efectivas para la eliminación de carbono en aguas residuales porcinas a bajas temperaturas.

La Figura 8 presenta un esquema del rango de temperaturas evaluado en distintos estudios sobre tratamiento de aguas residuales con PPBs. Si bien varios autores (Alloul, Hülsen, Liu y Chen) han propuesto 30 °C como la temperatura óptima para su crecimiento, también se han reportado altos rendimientos en condiciones frías, particularmente entre 10 °C y 11 °C (Dalaei *et al.,* 2019; Hülsen *et al.,* 2016).

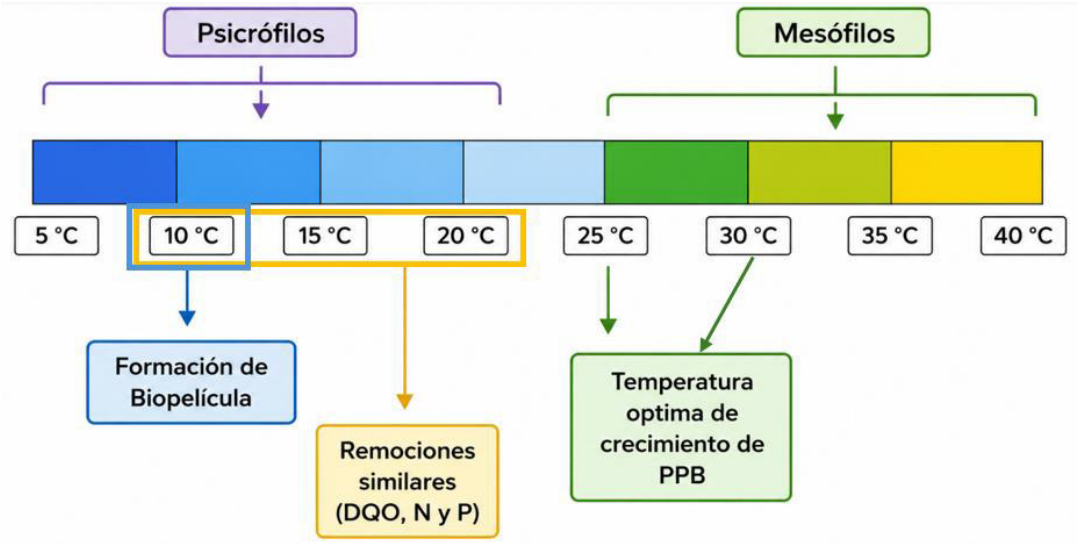


Figura 8. Temperaturas que han sido estudiadas en el tratamiento de aguas residuales con PPBs Muñoz et al., 2022; Chen et al., 2020; Alloul et al., 2019; Hülsen et al., 2018; Liu et al., 2016. Elaboración propia

5.2.2. Iluminación: longitud de onda, fotoperiodo e intensidad de luz

Los parámetros críticos relacionados con la iluminación tales como intensidad lumínica, longitud de onda y fotoperiodo, influyen significativamente en el crecimiento y rendimiento de las PPBs. Estos factores determinan la conversión de sustratos, la tasa de crecimiento del consorcio microbiano, la producción de biomasa, el rendimiento de bioproductos y la respuesta celular ante la luz.

La iluminación desempeña un papel esencial en el metabolismo de las PPBs, pues condiciona si éste será heterotrófico o fototrófico, además de influir en la selección del consorcio microbiano predominante. Las PPBs convierten la luz en energía química mediante su unidad fotosintética, conformada por el complejo de recolección de luz y el centro de fotorreacción. Este proceso se basa en la absorción de luz a través de los pigmentos fotosintéticos, como la bacterioclorofila, que permiten generar ATP y NADH, moléculas fundamentales para las funciones metabólicas, el crecimiento y la actividad celular.

5.2.2.1. Longitud de onda

Las PPBs contienen pigmentos fotosintéticos como bacterioclorofilas (BChl) a y b y carotenoides, que absorben principalmente luz infrarroja. Las BChl presentan picos de absorción entre 805 - 1000 nm, mientras que los carotenoides absorben en el rango de 400 - 600 nm. La utilización de la energía de la luz permite rendimientos de biomasa cercanos a la unidad en la DQO, durante el crecimiento fotoheterótrofo, y la capacidad exclusiva de absorber longitudes de onda NIR permite una selección eficaz de las PPBs en entornos no estériles como aguas residuales (Hülsen *et al.,* 2022). Además, una intensidad lumínica de 8000 lx se ha considerado adecuada para la producción de BChl y carotenoides.

En los consorcios de *Rhodopseudomonas palustris*, la producción de carotenoides como licopeno y *rodobrina* varía con la intensidad lumínica: predomina a baja intensidad (4.6 µmol fotones m^{-2} s^{-1}) y alta intensidad (250–1500 µmol fotones m^{-2} s^{-1}). Esta especie mostró resistencia a intensidades elevadas de luz como mecanismo de fotoaclimatación; no obstante, un exceso lumínico puede inducir sobreproducción de poder reductor, que es disipado por los carotenoides a través de la BChl, lo que reduce la productividad de biomasa (Liu *et al.,* 2022).

Las PPBs absorben el espectro infrarrojo principalmente por encima de 800 nm (BChl tipo a) y requieren intensidades mucho menores (50 W m^{-2}) que las microalgas (200 W m^{-2}) (Liu *et al.,* 2022). Además, la radiación infrarroja penetra más eficientemente que la luz visible en medios turbios, lo que favorece su uso en aguas residuales de alta carga (Hülsen *et al.,* 2018). La longitud de onda óptima

varía entre estudios (435–700 nm), posiblemente debido a diferencias en la especie, el volumen de reactor y el tipo de agua residual utilizado.

5.2.2.2. Fotoperiodo

El fotoperiodo es un parámetro determinante para la síntesis de subproductos y la eficiencia fotosintética de las PPBs, ya que regula la absorción de luz en el centro de fotorreacción, el transporte de electrones y la producción de ATP (Puyol *et al.,* 2017).

En la Figura 9 se muestran variaciones en la productividad de biomasa y pigmentos bajo diferentes fotoperiodos:

- Mayor producción de BChl (1.17 mg g^{-1} biomasa) con 16 h de luz y 8 h de oscuridad.
- Mayor productividad de biomasa (2.07 g L^{-1}) en cultivo mixto (80 % *Rhodopseudomonas*) con 24 h de luz y 24 h de oscuridad.
- Mayor producción de carotenoides (1.3 mg L^{-1} biomasa) con 12 h luz / 12 h oscuridad.
- Mayor contenido proteico (826 mg g^{-1} biomasa) con 3 h luz / 3 h oscuridad (Rashid *et al.,* 2022).

Durante los periodos de oscuridad se favorecen la división celular y la respiración, lo que incrementa la síntesis de pigmentos. Adicionalmente, García *et al.,* (2019) reportaron alta productividad proteica (0.21 g L^{-1} d^{-1}) con agitación continua y un fotoperiodo 12 h luz / 12 h oscuridad en reactores con mayor relación superficie-volumen (10 m^2 m^{-3}), obteniendo concentraciones más altas de biomasa (0.81 ± 0.04 g SST L^{-1}) que con relaciones menores (5 m^2 m^{-3}).

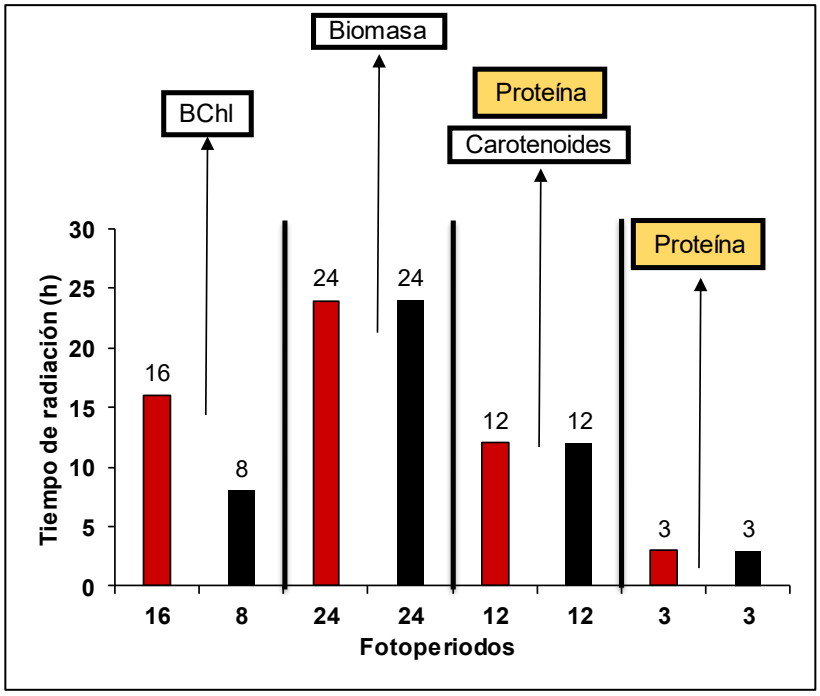


Figura 9. Influencia de los ciclos de iluminación infrarroja y oscuridad sobre la producción de BChl, carotenoides y proteína en PPBs. Barra roja: tiempo con luz infrarroja y barra negra: tiempo sin luz (oscuridad). Elaboración propia

La iluminación artificial es costosa por lo que la iluminación de fuente natural es el próximo paso. Sin embargo, aún falta información requerida para la evaluación tecnoeconómica informada de la proteína unicelular de PPBs y solo se puede determinar en sistemas al aire libre a mayor escala (Hülsen *et al.,* 2022).

5.2.2.3. Intensidad de luz

La intensidad lumínica en estudios con PPBs ha variado entre 30 y 114 W m^{-2} (Muñoz *et al.,* 2022a). Se han obtenido mejores remociones de C y N a 114 W m^{-2}, incluso tras reducciones iniciales debido a la disminución del tiempo de retención hidráulico, bajo un fotoperiodo 12 h luz / 12 h oscuridad.

En experimentos con reactores abiertos y cerrados tratando agua residual porcina, el aumento de iluminación de 100 a 300 W m^{-2} (relación área/volumen) favoreció el crecimiento de PPBs y mejoró la remoción de COT y NT, especialmente en el reactor cerrado, donde se evitó evaporación y se favoreció la dominancia de PPBs (Muñoz *et al.,* 2020).

La intensidad lumínica óptima para aguas residuales crudas de rastro sigue sin definirse, ya que este tipo de efluente presenta alta carga orgánica y coloración rojiza por el contenido de sangre, lo que limita la penetración de radiación. En muchos estudios, el influente es diluido previamente para mejorar la transmisión de luz infrarroja. Autores como Hülsen, Yang y Muñoz coinciden en que el uso de iluminación artificial es económicamente inviable a gran escala, por lo que recomiendan aprovechar fuentes naturales y adaptar los consorcios de PPBs a las condiciones ambientales locales, como sería el caso de Guanajuato en esta investigación.

5.2.3. Condiciones aeróbicas y anaeróbicas

Las PPBs presentan características facultativas frente al oxígeno, lo que les permite asimilar carbono y nutrientes tanto en condiciones anaeróbicas como aeróbicas, demostrando una alta flexibilidad metabólica.

En un estudio realizado bajo una atmósfera aeróbica, se observó que gran parte de la materia orgánica se eliminó por volatilización, ya que la biomasa producida no se correlacionó con la degradación de COT y los AGVs. Sin embargo, durante las primeras etapas de biodegradación, el alto contenido de materia orgánica favoreció condiciones anaeróbicas, promoviendo el crecimiento de biomasa. La síntesis de bacterioclorofila se inhibió en presencia de oxígeno una vez agotados los AGVs (Muñoz *et al.,* 2020).

Las PPBs, aunque toleran oxígeno, muestran preferencia por condiciones anaeróbicas. En condiciones aeróbicas, el ATP se produce principalmente por fosforilación oxidativa, mientras que en condiciones anaeróbicas se genera mediante fosforilación a nivel de sustrato o fotofosforilación. Cuando coexisten luz y oxígeno, las PPBs alternan entre ambos mecanismos, generándose una competencia entre la fosforilación oxidativa y la fotosintética. La proporción de oxígeno y luz determina el metabolismo predominante del consorcio.

En un estudio que evaluó el efecto del oxígeno y la luz en diferentes configuraciones (anaeróbicas con luz, microaeróbicas con luz y aeróbicas en oscuridad), se encontró que *Rhodobacter sphaeroides* logró remover >90% de DQO, TN y TP en todos los

tratamientos (Capson-Tojo *et al.,* 2020). El rendimiento de biomasa, la degradación de macromoléculas y la remoción de contaminantes fueron mayores bajo condiciones aeróbicas (con o sin luz) que bajo condiciones anaeróbicas con luz.

Por otro lado, utilizando *Rhodopseudomona*s como inóculo en el tratamiento de aguas artificiales con azúcar, se determinó que un oxígeno disuelto (OD) de 2–4 mg L^{-1} favoreció la remoción de contaminantes, mientras que un OD de 1–2 mg L^{-1} optimizó la producción de pigmentos.

En términos comparativos, las condiciones aeróbicas producen menor cantidad de pigmentos, pero ofrecen mayor degradación de contaminantes, mayor rendimiento energético y mayores costos operativos por el suministro de oxígeno. Las condiciones anaeróbicas, en cambio, favorecen la formación de pigmentos, pero presentan menor degradación de contaminantes, menor rendimiento energético y menores costos de operación.

Rashid (2022) señala que aún no se comprende completamente el comportamiento de las PPBs frente al suministro de oxígeno, ni la composición microbiana predominante durante los tratamientos. Aunque muchos estudios utilizan cultivos puros de PPBs, a menudo no se detalla el uso de aire filtrado, lo que abre la posibilidad de que microorganismos aeróbicos externos participen en el tratamiento.

Aun así, se ha demostrado la capacidad de *Rhodobacter* y *Rhodopseudomonas palustris* para crecer o competir en condiciones aeróbicas. La interacción de la respiración aeróbica con otras especies de PPBs sigue siendo un área de estudio pendiente.

Izu *et al.* (2021) evaluaron cambios en la comunidad microbiana bajo condiciones aeróbicas y anaeróbicas, utilizando *Rhodobacter sphaeroides* como inóculo inicial. En condiciones anaeróbicas, las PPBs dominaron el consorcio (80%), con *Rhodobacter sphaeroides* y *Rhodopseudomonas palustris* como especies predominantes. En condiciones aeróbicas, se identificaron *Aquaspirillum delicatum, Xenococcus sp.* y *Cytophaga sp*. Los autores recomendaron mantener el potencial de oxidación–reducción (ORP) entre –200 y –300 mV para asegurar la dominancia

de PPBs. Además, un OD < 0.5 mg L^{-1} estimula la actividad de la enzima deshidrogenasa, favoreciendo la degradación de compuestos orgánicos mediante el ciclo del ácido tricarboxílico en PPBs.

5.2.4. Potencial de hidrógeno (pH)

El pH desempeña un papel crucial en el tratamiento de aguas residuales mediante el crecimiento de consorcios de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs), ya que regula la actividad microbiana, la absorción de nutrientes y procesos enzimáticos. Valores fuera del rango óptimo pueden provocar inanición enzimática o desnaturalización de proteínas, afectando la biodegradación de moléculas complejas y el metabolismo bacteriano (Liu *et al.,* 2022).

En condiciones ácidas, la acumulación de metabolitos como ácidos o alcoholes puede comprometer la capacidad celular para mantener el pH interno (Bowles y Ellefson, 1985). En un estudio con reactores abiertos y cerrados, el pH varió de 8.7 a 8.3 respectivamente, atribuyéndose el ligero incremento en el sistema abierto a la eliminación de CO_2 y a la degradación de ácidos grasos volátiles (AGVs) por PPBs. Inicialmente, el pH del agua residual de cerdo era de 7.8 (Muñoz *et al.,* 2020b). Se ha documentado que el rango adecuado para bacterias fotosintéticas es de 6 a 9 (Liu *et al.,* 2022), aunque estudios recientes indican que el metabolismo de las PPBs se mantiene estable entre 6.5 y 8.5 (Puyol *et al.,* 2020).

Resultados de Liu muestran que la mayor eliminación de DQO ocurre a pH 7; un medio ácido reduce la remoción de contaminantes, mientras que un medio alcalino disminuye la velocidad de eliminación. Sin embargo, Zhou *et al.* (2020) reportan que un pH alcalino de 9 favorece la producción proteica, probablemente por la elevada proporción de aminoácidos básicos como lisina y arginina en su composición.

En sistemas batch, se ha observado un incremento de pH hasta 8 entre los días 5 y 8, relacionado con la volatilización de amoníaco (NH_3), dado que el pH determina la relación NH_3/N-NH_4^+ en el medio (Mata de la Vega *et al.,* 2022). Existen cepas acidófilas y alcalófilas adaptadas a entornos extremos, como *Ectothiorhodospiraceae* (Proteobacteria), presentes en lagos de soda y salmueras alcalinas.

Las variaciones de pH también afectan la integridad de membranas y paredes celulares. En *Rhodobacter sphaeroides*, un pH alcalino puede disipar el potencial de membrana, favorecer la agregación celular y provocar floculación. Durante el crecimiento de PPBs, el pH puede modificarse por la asimilación/liberación de CO_2, hidrólisis, acidificación de materia orgánica o asimilación de azufre (Chen *et al.,* 2020).

En consecuencia, el control del pH en el rango óptimo es esencial para mantener la estabilidad del sistema, evitar pérdidas de biomasa y favorecer la adaptación de los consorcios microbianos, logrando así mayor eficiencia en el tratamiento y mejor calidad del producto final.

5.2.5. Tiempo de retención hidráulica (TRH) y carga orgánica (CO)

La optimización de parámetros críticos como el tiempo de retención hidráulica (TRH) y la carga orgánica (CO) determina el tamaño, el rendimiento y la viabilidad de los procesos de tratamiento de aguas residuales. Tanto la CO como la configuración del sistema de tratamiento influyen de manera significativa en las eficiencias de eliminación de DQO. Una CO baja provoca lavado de biomasa, mientras que una CO excesiva disminuye la eficiencia de eliminación (Capson-Tojo *et al.,* 2020). En el caso de las PPBs, las bajas CO tienden a reducir las poblaciones bacterianas, favoreciendo en determinadas condiciones la proliferación de microalgas.

Diversos autores han reportado que TRH entre 1 y 3 días y CO entre 0.5 y 0.2 g DQO L^{-1}, en reactores continuos con agitación, permiten alcanzar mayores concentraciones de biomasa y tasas de crecimiento más rápidas de PPBs (Hülsen *et al.,* 2022; Capson-Tojo *et al.,* 2020). En un estudio con *Rhodobacter capsulatus*, el mejor crecimiento se observó con una CO de 6.1 g DQO L^{-1} d^{-1} y un TRH de 0.1 d, logrando una sedimentación de 5.9 kg SST m^{-2} h^{-1} en un fotobiorreactor anaeróbico de flujo ascendente. Este resultado sugiere que aguas residuales con bajo contenido de DQO permiten aplicar TRH cortos sin sobrecargar el sistema (Blansaer *et al.,* 2022).

La retención de biomasa y su elevada concentración en el sistema favorecen una mayor eficiencia de eliminación de DQO. Por ejemplo, García *et al.,* (2019)

evaluaron un sistema operado a diferentes TRH y observaron que al disminuirlo de 10.6 a 7.6 y 4.1 días se redujo gradualmente la eficiencia de eliminación de carbono orgánico y nitrógeno, aunque la eliminación de fósforo en condiciones anaerobias se mantuvo estable.

En general, un TRH adecuado favorece el crecimiento y la retención de biomasa en el sistema. Sin embargo, valores excesivamente altos pueden ocasionar el agotamiento del sustrato, induciendo respiración endógena e inanición celular, con la consecuente disminución de la tasa de crecimiento y productividad. Por el contrario, un TRH demasiado bajo reduce el tiempo de contacto entre la biomasa y el sustrato, favoreciendo el lavado de microorganismos y disminuyendo la eficiencia de remoción de contaminantes. Por ello, la optimización del TRH es fundamental para maximizar tanto la eliminación de nutrientes como la recuperación de biomasa y subproductos de alto valor agregado.

En cuanto a recomendaciones específicas, Lima, Lu y Wen, 2020 sugieren que un TRH de 72 h es óptimo para tratamientos con PPBs, ya que después de este tiempo los indicadores de eliminación y crecimiento se estabilizan. Sin embargo, Chitapornpan, Kaewsuk y Suwan proponen un rango de 6 a 10 días, posiblemente debido a la mayor complejidad de las aguas residuales y la diversidad microbiana en sistemas reales (Chen *et al.,* 2020).

Liu *et al.* (2020) encontraron que al reducir el TRH de 96 h a 48 h, la eliminación de DQO aumentó, observándose tendencias similares en otros estudios. Mantener un TRH bajo (≤ 1 día) permitió lograr una alta remoción y recuperación de biomasa en condiciones anaeróbicas. Esto se explica porque la DQO relativamente baja de las aguas residuales domésticas no sostiene periodos largos de crecimiento para las PPBs.

En síntesis, un TRH cercano a 24 h puede reducir la oxidación de la materia orgánica y favorecer la bioasimilación en condiciones fotoanaeróbicas (Hülsen *et al.,* 2016). Por lo tanto, la optimización simultánea de TRH y CO es esencial para maximizar la remoción de contaminantes, el crecimiento de biomasa y la

recuperación de subproductos en sistemas de tratamiento de aguas residuales con PPBs.

5.2.6. Pretratamientos y características de las aguas residuales utilizadas como sustratos empleados para el tratamiento con PPBs

En un inicio, la investigación se centró en el uso de aguas residuales domésticas, obteniéndose altas eficiencias de remoción de carbono y nutrientes, así como elevadas concentraciones de biomasa rica en proteínas. No obstante, estas corrientes presentan limitaciones en la disponibilidad de fuentes de carbono, lo que dificulta prolongar el periodo de asimilación (Batstone *et al.,* 2015; Hülsen *et al.,* 2014 y 2016).

En la actualidad, existe un creciente interés en el uso de aguas residuales procedentes de la industria agroalimentaria y/o agroindustrial, debido a su alto contenido de carbono y nutrientes, lo que favorece el crecimiento y la producción de biomasa. Algunos ejemplos de estos sustratos son: aguas residuales porcinas (Muñoz *et al.,* 2020), cerveceras (Lu *et al.,* 2019), de la industria azucarera (Meng *et al.,* 2019), con alta salinidad (Hülsen *et al.,* 2019), de carnes rojas (Hülsen *et al.,* 2018a), de procesamiento de pollos y aves (Hülsen *et al.,* 2018b; 2022), aguas residuales artificiales con metales pesados (Kis, 2018, citado en Capson-Tojo *et al.,* 2020), y aguas residuales sintéticas formuladas para simular descargas industriales como las de lavado de alimentos, refinería de aceites, destilería de azúcar y producción de papel. Las PPBs han demostrado capacidad de adaptación a variaciones en las concentraciones de contaminantes emergentes (Heras *et al.,* 2020).

El tratamiento de aguas residuales provenientes de rastros representa actualmente un reto para la industria cárnica. En los últimos años, el incremento de actividades en rastros y mataderos ha elevado la demanda de soluciones para tratar corrientes con altas cargas orgánicas. Sin embargo, la mayoría de los sistemas de tratamiento actuales continúan enfocados únicamente en la eliminación de contaminantes, dejando de lado el potencial de recuperación de recursos.

En los estudios que emplean aguas residuales como sustrato y cultivos puros como inóculos, es común aplicar pretratamientos como centrifugación, filtración, esterilización por calor (pasteurización) y dilución. El objetivo de estos procedimientos es trabajar con un cultivo puro, evitando el crecimiento de otras especies microbianas.

El cultivo de PPBs puras, como cepas de *Rhodopseudomonas faecalis*, *Rhodopseudomonas palustris* y *Rhodopseudomonas gelatinosa*, se ha logrado bajo condiciones controladas, con la adición de sustratos estériles puros o sintéticos (por ejemplo, AGVs, malato o azúcares simples) y en ausencia de competencia microbiana. Si bien estos pretratamientos permiten estudiar de forma controlada el comportamiento de las PPBs, también presentan limitaciones, ya que no reproducen aspectos clave que ocurren en aguas residuales reales, como la competencia microbiana, las interacciones sintróficas o la hidrólisis de la materia orgánica (Capson-Tojo *et al.,* 2020). En condiciones ambientales, estos factores pueden influir significativamente en la formación y estabilidad de los consorcios de PPBs.

Por ejemplo, Muñoz *et al.* (2022) evaluaron PPBs cultivadas en diferentes diluciones de aguas residuales reales de origen porcino (5, 10 y 15 veces), con el fin de analizar la irradiación en fotobiorreactores con distintas composiciones. El mayor crecimiento se obtuvo en los primeros 20 días con una dilución de 10 veces, mientras que en el agua residual sin diluir se observó un crecimiento limitado. Esto se atribuyó al alto contenido de $N\text{-}NH_4^+$ en las aguas residuales agroindustriales y a la incapacidad de las PPBs para competir con bacterias quimiotróficas bajo condiciones de luz limitada.

Las aguas residuales agroindustriales suelen tener altas cargas orgánicas y sólidos suspendidos, lo que reduce la penetración de luz en los fotobiorreactores o cultivos y, en consecuencia, disminuye la actividad de los consorcios de PPBs.

Un estudio de revisión de Capson-Tojo *et al.* (2020) evidenció diferencias significativas entre las tasas de producción de biomasa en cultivos axénicos y no axénicos, tanto en reactores continuos agitados como en sistemas por lote. Las

tasas de crecimiento fueron mayores en condiciones axénicas, lo que sugiere que este tipo de ensayos tienden a sobreestimar la productividad y dificultan la extrapolación a sistemas a gran escala. Por ello, se resalta la necesidad de investigaciones que utilicen sustratos reales y condiciones no axénicas, para comprender el comportamiento de consorcios mixtos de PPBs y su desempeño en sistemas a escala piloto o en ambientes exteriores.

5.2.7. Microorganismos e inóculos empleados en los cultivos de PPBs

Un artículo reciente de revisión analizó 177 estudios, de los cuales 70 se centraron en el tratamiento de aguas residuales y/o producción de biomasa de PPBs. De estos, el 73 % empleó cultivos puros en condiciones axénicas, principalmente con bacterias fotosintéticas no sulfurosas como *Rhodobacter sphaeroides* y *Rhodopseudomonas palustris*. El resto de los trabajos se enfocó en cultivos mixtos enriquecidos con PPBs en condiciones no axénicas, con *Rhodopseudomonas* como género predominante.

En estos últimos casos, se utilizó luz infrarroja o luz de espectro completo filtrado, lo que permitió una selección y enriquecimiento efectivos de PPBs en medios no estériles. Dichas condiciones favorecen la solubilización y fermentación de compuestos que las PPBs no pueden metabolizar directamente, logrando rendimientos de biomasa promedio de 0.8 g DQO · g DQO eliminado^{-1} en condiciones fotoheterótrofas. Este valor fue superior al obtenido con cultivos puros (0.5 g DQO · g DQO eliminado^{-1}) (Capson-Tojo *et al.,* 2020).

En un estudio donde se aplicaron diferentes consorcios de PPBs anóxicos como alimento para camarones, la especie *R. palustris* mostró la mayor resistencia frente al estrés por amoníaco y obtuvo los mejores rendimientos de crecimiento (Alloul *et al.,* 2021). En la Figura 10 se presenta un gráfico, tomado de Capson-Tojo *et al.* (2020), con los diferentes tipos de inóculos utilizados en estudios de tratamiento con PPBs hasta el año 2020.

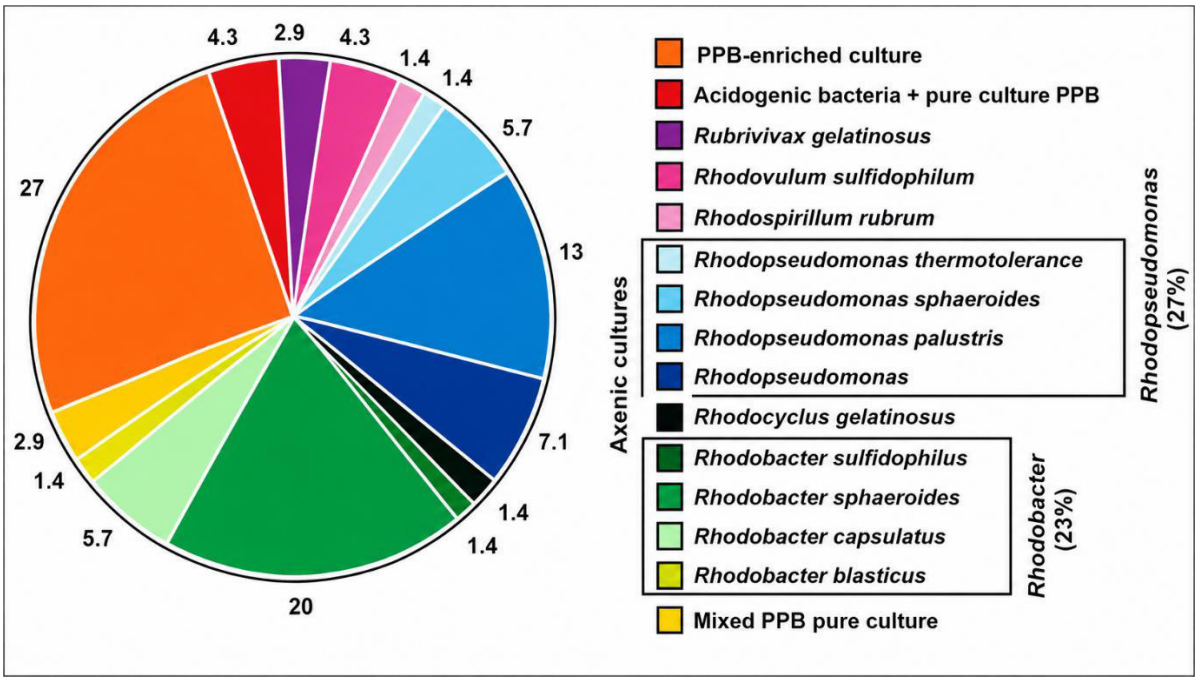


Figura 10. Inóculos utilizados en los 70 estudios aplicados a sistemas de tratamiento basados en PPBs. Fuente: Capson-Tojo et al., (2020)

Los microorganismos empleados en la producción de proteína unicelular presentan variaciones en productividad y composición celular, determinadas por sus características metabólicas. Algunas especies pueden alcanzar hasta un 70 % de proteína cruda en la biomasa producida. La proteína de PPBs se ha comparado con la de la soya debido a su menor contenido de ácidos nucleicos, la presencia de pigmentos naturales (antioxidantes como coenzima Q10 y carotenoides) y aminoácidos azufrados (metionina y cisteína), los cuales son beneficiosos para el crecimiento en acuicultura (Rashid *et al.,* 2022).

Diversas especies de PPBs han sido evaluadas por su potencial para la producción de proteína unicelular. El contenido proteico de la biomasa puede variar dependiendo de la especie, las condiciones de cultivo y el tipo de sustrato utilizado. En general, este grupo de bacterias pueden alcanzar concentraciones elevadas de proteína, lo que las posiciona como una alternativa prometedora para aplicaciones en acuicultura, alimentación animal y valorización de residuos orgánicos. En la Tabla 4 presenta una comparación de diferentes especies de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) empleadas en la producción de proteína unicelular, así como su

contenido proteico, recopilado de estudios publicados hasta 2022. Entre ellas destaca *Rhodopseudomonas palustris*, con contenidos de proteína de entre 72 y 74 %, lo que evidencia su alto potencial para el tratamiento de aguas residuales de rastro y su posterior aprovechamiento como proteína unicelular en aplicaciones de acuicultura y alimentación animal.

Tabla 4. Porcentaje de proteína registrado en especies de PPBs empleadas para producción de proteína unicelular (Rashid et al., 2022)

MICROORGANISMOS (PPBs)	**CONTENIDO DE PROTEÍNA (%)**
Rhodobacter sphaeroides SS15	54
Affella marina STW18	46
Rhodopseudomonas palustris	72 - 74
Rhodobacter blasticus	50
Rhodopseudomonas palustris	50
Rhodocyclus gelatinosus R7	56
Rhodobacter capsulatus	45

Las PPBs, como comunidad microbiana adaptable a diversas condiciones ambientales, permiten obtener una amplia variedad de subproductos, dependiendo de las condiciones físicas, el tipo de sustrato y el diseño del reactor. Estas bacterias pueden emplear múltiples rutas metabólicas como la ruta de la pentosa fosfato, la ruta de Embden–Meyerhof, el ciclo del ácido tricarboxílico (TCA) e incluso el ciclo de Calvin–Benson–Bassham (CBB), todas codificadas en *R. palustris* (Larimer *et al.,* 2004).

Por ello, es fundamental considerar las características del inóculo al definir la capacidad productiva para un producto específico, como la proteína unicelular. Los consorcios de PPBs han demostrado ventajas frente a otros microorganismos fotosintéticos debido a su tolerancia a altas cargas de contaminantes orgánicos y su capacidad para recuperar carbono, nitrógeno y fósforo en forma de productos

proteicos. En condiciones óptimas, se han alcanzado valores de proteína cruda superiores a 0.6 g proteína seca · g SSV^{-1} (Hülsen *et al.,* 2018b).

5.2.8. Fermentación anaerobia de aguas residuales como pretratamiento para favorecer el crecimiento de las PPBs

Recientemente, diversas investigaciones han empleado bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) para la recuperación de subproductos de alto valor mediante la asimilación biológica y el crecimiento bacteriano, generando principalmente proteína unicelular. Estos estudios han explorado distintas condiciones experimentales, tipos de consorcios de PPBs y configuraciones de reactores.

La implementación de PPBs en aguas residuales domésticas ha permitido obtener altas concentraciones de biomasa rica en proteínas, al mismo tiempo que se logran eficiencias significativas en la remoción simultánea de carbono, nitrógeno y fósforo, aunque uno de los principales desafíos es la necesidad de suplementar fuentes de carbono para prolongar el periodo de asimilación (Hülsen *et al.,* 2014; 2016).

Por lo cual, por su alta fuente de carbono, se ha demostrado el potencial de las aguas residuales agroindustriales, como las provenientes de granjas porcinas y plantas de procesamiento de pollos, para recuperar recursos de valor agregado, principalmente proteína unicelular, mediante el uso de PPBs (Hülsen *et al.,* 2022).

Asimismo, se han realizado estudios con PPBs en aguas residuales de la industria agroalimentaria, como las porcinas, observando una alta asimilación de carbono y nitrógeno, con eficiencias de eliminación de 75 %, 39 % y 98 % de COT, NT y AGVs, respectivamente. La suplementación con CO_2, junto con el control del pH en 7 y la dilución del efluente, se ha identificado como una estrategia clave para maximizar la eliminación de nutrientes y optimizar el crecimiento bacteriano (Muñoz *et al.,* 2020).

La Tabla 5 resume estudios que evaluaron la relación entre la producción de AGVs y la productividad de PPBs utilizando diferentes tipos de aguas residuales y sustratos. En general, los resultados muestran que los sustratos ricos en AGVs, particularmente aquellos compuestos por mezclas de acetato, propionato y butirato

o provenientes de aguas residuales fermentadas, favorecen una mayor producción de biomasa. Asimismo, se observa que tanto la concentración como la composición de los AGVs influyen en el desempeño del cultivo, destacando que las mezclas de AGVs generan mayores productividades que los ácidos individuales, lo que evidencia la importancia de la fermentación en aguas residuales como estrategia para mejorar el aprovechamiento de sustratos residuales por las PPBs.

Tabla 5. Producción de AGVs y productividades de biomasa reportadas en distintos tipos de aguas residuales y sustratos

Referencia	Tipo de agua residual / sustrato	AGVs (mg DQO L^{-1})	Productividad de biomasa
Capson-Tojo *et al.*, 2023	Aguas residuales de procesamiento avícola fermentadas	851 – 558	Suspendida: 42 ± 8.8 g VS m^{-2} d^{-1} Adherida: 39 ± 9.0 g VS m^{-2} d^{-1}
Hülsen *et al.*, 2022	Aguas residuales de procesamiento avícola fermentadas	513 ± 324	6 – 24 g VS m^{-2} d^{-1}
Peng *et al.*, 2022	Medio sintético con acetato, propionato, butirato y mezcla de AGVs	≈ 4600 mg DQO L^{-1} (mezcla de AGVs 1:1:1)	0.57–1.08 g biomasa g^{-1} DQO removida; la mayor productividad (1.08 g biomasa g^{-1} DQO removida y 0.71 d^{-1}) se obtuvo con mezcla de AGVs bajo luz natural y condiciones microaerobias
Alloul *et al.*, 2020	Mezcla de AGVs (acetato, propionato y butirato) para cultivo	3000 mg DQO L^{-1}	Cultivos obtenidos tras 72 h de crecimiento; la biomasa fue utilizada

	de *Rhodopseudomonas palustris* y *Rhodobacter capsulatus*		como proteína unicelular para alimentación de camarón, mostrando alta productividad y contenido proteico del 72–74 %.
Alloul *et al.*, 2019	Mezcla de AGVs (acetato, propionato y butirato)	Mezcla de AGVs e individuales	Mayor crecimiento en la mezcla de AGVs

Hülsen *et al.* (2022) demostraron que los rendimientos de biomasa y las eficiencias de eliminación de contaminantes dependen en gran medida de la DQO biodisponible en forma de AGVs. En su investigación, el incremento del contenido de AGVs de forma natural o mediante la adición de ácido acético, provocó un aumento general del rendimiento de la DQO, así como de las eficiencias de remoción de nitrógeno (N) y fósforo (P). En los reactores evaluados, el incremento de AGVs generó un ligero aumento en la remoción de DQOt, mientras que la DQOs se duplicó aproximadamente hasta un 40 %, indicando una mayor asimilación por parte de las PPBs cuando la DQOs se encontraba en forma de AGVs.

Por su parte, Peng *et al.* (2022) reportaron que la cepa *Rhodobacter sphaeroides* mejoró su tasa de crecimiento y la producción de proteína y coenzima Q10 (CoQ10). En otro estudio, Alloul *et al.* (2019) evaluaron el efecto de diferentes AGVs: acetato, propionato y butirato y de su mezcla, sobre seis cultivos en lote de bacterias púrpuras no sulfurosas: *Rhodopseudomonas palustris*, *Rhodobacter sphaeroides*, *Rhodospirillum rubrum*, una comunidad sintética de estas tres especies, una comunidad enriquecida en AGVS con *Rhodobacter capsulatus*, y *R. capsulatus* aislado. Los resultados mostraron que la combinación de AGVs generó mayores tasas de crecimiento que los ácidos individuales, especialmente para *R. capsulatus* aislado.

La producción de AGVs en estos sistemas implica, en primera instancia, la hidrólisis de materia orgánica compleja (sólidos) hacia compuestos fácilmente biodegradables. En esta etapa, los microorganismos hidrolíticos degradan polímeros en monómeros como monosacáridos y aminoácidos. Posteriormente, en la fermentación acidogénica, estos monómeros son convertidos en compuestos más simples, principalmente ácido acético, propiónico y butírico.

En este sentido, la fermentación acidogénica de flujos residuales, como las aguas residuales agroindustriales, se considera una plataforma clave de biorrefinería, ya que transforma compuestos orgánicos complejos en moléculas más simples y energéticamente valiosas, que pueden ser empleadas como sustrato para procesos de crecimiento microbiano y producción de biomasa rica en proteína.

En los procesos de fermentación anaerobia asociados al tratamiento de aguas residuales y sustratos agroindustriales, diversos filos microbianos desempeñan un papel clave en la transformación de compuestos complejos en metabolitos aprovechables. Entre los principales filos involucrados se encuentran *Proteobacteria, Bacteroidetes, Firmicutes* y *Chloroflexi*.

Dentro de los *Firmicutes*, la clase Clostridia presenta alta eficiencia en la hidrólisis de polisacáridos, generando ácidos orgánicos. Sporanaerobacte degrada proteínas y carbohidratos. Los Bacteroidetes, especialmente la clase Bacteroidia, se correlacionan positivamente con la producción de ácidos acético y propiónico, mientras que Parabacteroides puede degradar proteínas y polisacáridos. Las Proteobacterias participan en la fermentación de ácido butírico y el aprovechamiento de polisacáridos, y finalmente, Chloroflexi, incluyendo Bacilli y Anaerolineae, contribuyen a mejorar la hidrólisis y reducir la producción de metano (Jankowska *et al.,* 2017; Jiang *et al.,* 2013).

Las aguas residuales contienen una mezcla compleja y variable de compuestos orgánicos, incluyendo polisacáridos, proteínas, ácidos grasos, N-acetilaminoazúcares, ADN y estructuras polifenólicas (Dignac *et al.,* 2000). Esta heterogeneidad puede limitar la eficiencia de recuperación de recursos mediante el uso de microorganismos como las PPBs, debido a factores como el aumento en los

TRH, la variabilidad en la calidad del producto final y la menor reproducibilidad de la biomasa heterótrofa desde un enfoque comercial (Alloul *et al.,* 2019).

Para superar estas limitaciones, se propone la implementación de un pretratamiento basado en fermentación anaerobia, que transforma los compuestos orgánicos complejos en AGVs. Este proceso no solo favorece la recuperación de recursos mediante consorcios de proteobacterias, incluyendo las PPBs, sino que también optimiza la eficiencia del cultivo y mejora la calidad de los productos finales, tales como proteína unicelular y otros subproductos de alto valor. Así, la fermentación anaerobia actúa como una plataforma estratégica dentro de la biorrefinería de aguas residuales y sustratos agroindustriales, generando compuestos de alto valor energético que sirven como sustrato para el crecimiento microbiano y la obtención de productos industriales.

Este proceso de recuperación de recursos tiene la capacidad de generar biomasa como subproducto de alto valor, cuya composición permite la obtención de celulosa, proteína unicelular (con un contenido proteico de 0.62 gPC gSV^{-1}, valorizada en aproximadamente 1600 USD por tonelada de biomasa seca), coQ10, polihidroxialcanoatos (bioplásticos) (Almeida *et al.,* 2024), polifosfatos (biofertilizantes), ácido 5-aminolevulínico, carotenoides, bacteriocinas, ésteres de alquilo de cadena polihidroxilada y ectoína (Hülsen *et al.,* 2022; Rashid *et al.,* 2022).

6. ANTECEDENTES DE LA LINEA DE INVESTIGACIÓN EN EL LABORATORIO “LA PERLITA”

En el Laboratorio de La Perlita se han estudiado consorcios mixtos de PPBs desde el 2019, con el interés de generar biomasa rica en subproductos de valor agregado principalmente proteína unicelular. El sustrato utilizado en las investigaciones han sido aguas residuales de rastro crudas ya que presentan altas cargas orgánicas ricas en nutrientes y recientemente se ha demostrado mayor interés por el potencial de recuperación y adaptabilidad que poseen las PPBs.

6.1. Estudios iniciales en reactores batch y fotobiorreactores continuos

Inicialmente se trabajó en reactores en tipo batch con el objetivo de evaluar el crecimiento y producción de biomasa rica en proteínas en condiciones de radiación infrarroja y radiación con luz blanca, en sustrato de aguas residuales de rastro cruda sin pretratamiento o acondicionamiento (sedimentación, filtración o dilución), obteniendo mayor crecimiento de biomasa y contenido de proteína en el reactor irradiado con luz infrarroja en un TRH de 8 días (Mata de la Vega *et al.,* 2021).

Posteriormente se trabajó en un fotobiorreactor anaerobio continúo operando en 100 días, irradiado con luz infrarroja, con un consorcio mixto de PPBs y agua residual de rastro cruda sin pretratamiento en un TRH de 10 días, obteniendo un promedio de 0.6 ± 0.1 g de proteína por g de biomasa seca y 0.05 g de carbohidratos por g de SSV, así como eficiencias de eliminación de 49, 24 y 75 % de COTs, NT, y $P\text{-}PO_4^3$ (Ibarra-Munguía, 2021) Con base a estos antecedentes y resultados encontrados en la bibliografía, se trabajó con las mismas condiciones del fotobiorreactor continuo y ARRC (sedimentada) a distintas cargas orgánicas volumétricas (COV) 0.95 ± 0.40, 1.9 ± 0.7 y 7.2 ± 1.7 kg $DQO*m^3día^{-1}$, a 9.2, 4.7 y 1.8 días de TRH respectivamente, con ello se observó una mayor producción de biomasa rica en proteína con la COV mayor de 7.2 kg $DQO*m^3día^{-1}$ con TRH de 1.8 días (Durán-Vargas, 2024).

A su vez, se estudió tres tipos de sustratos: aguas residuales de rastro cruda, aguas residuales con residuos del proceso de obtención de heparina y del efluente del biodigestor de la plata de tratamiento de rastro para el crecimiento y producción de proteína unicelular PPBs, utilizando consorcios mixtos de PPBs, obteniendo un valor de 22.4 % de proteína en el agua residual de rastro cruda comparada con el agua del efluente del biodigestor y el agua residual del proceso de obtención de heparina 9 y 4.3% respectivamente.

6.2. Condiciones de trabajo empleadas en el laboratorio

En general se ha trabajado con consorcios mixtos obtenidos inicialmente del crecimiento en un bidón con aguas residuales de la industria cervecera. Dónde la

PPBs crecieron bajo la luz natural, posteriormente se enriqueció bajo condiciones distintivas del crecimiento de PPBs con luz infrarroja y temperatura (25 ± 2) °C durante 10 días, la cual tuvo una dominancia de PPBs por *Rhodopseudomonas* con una abundancia relativa: 41.3 % de acuerdo con los resultados obtenidos en el primer trabajo de investigación (Mata de la Vega *et al.,* 2021).

A demás, se ha trabajado bajo intensidades de luz infrarroja con un rango de radiación entre 150 y 700 W m^{-2} dentro de una cabina oscura cerrada para impedir los rayos de luz blanca y/o natural en el fotobiorreactores continuos. Cabe señalar que durante los últimos 90 días de este año (agosto – noviembre 2022) se ha registrado en Guanajuato una radiación máxima de 1325 W m^{-2} con un promedio de 370 W m^{-2} registrado durante cada una de las horas del día Comisión Nacional del Agua (CONAGUA). Por lo cual será primordial realizar los estudios bajo estos parámetros de luz infrarroja y fotoperiodos que le confieran al consorcio de las PPBs condiciones favorables para su crecimiento y generación de proteína, tomando en consideración el área y volumen irradiado del fotobiorreactor y el tipo de agua residual, en este caso agua residual de rastro cruda. Por otro lado, las PPBs podría favorecerse con la radiación en el exterior, tomando en cuenta la intensidad de luz promedio durante el día, bajo el metabolismo foteheterótrofo y durante la noche el metabolismo quimioheterótrofo.

En la Figura 11, se muestra una relación de la radiación infrarroja en W m^{-2} que ha sido trabajada en las investigaciones del laboratorio de la Perlita con respecto las utilizadas en investigaciones recientes antes mencionadas, así como el tipo de agua reales y sintéticas que se ha evaluado en la bibliografía.

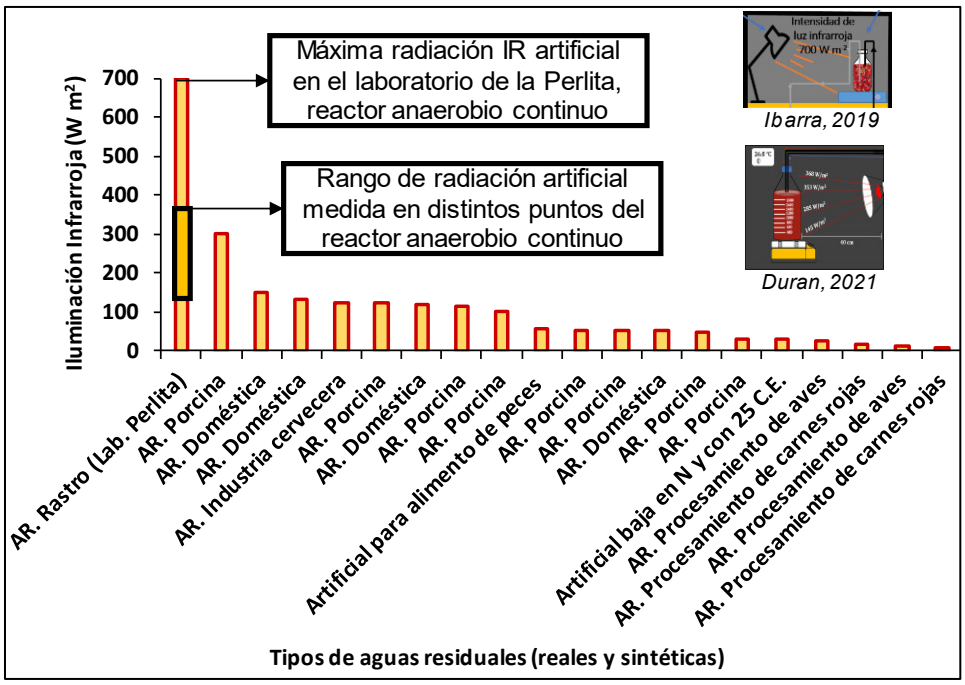


Figura 11. Comparación de radiación infrarroja evaluada en la bibliografía y en el laboratorio La Perlita con respecto al tipo de sustrato (reales y sintéticos)

Se trabajó bajo condiciones anaerobias en reactores continuos con ORP entre -200 y -300 mV, lo que pudo asegurar un ambiente idóneo para el crecimiento de consorcios de PPBs (Capson-Tojo *et al.,* 2020). El pH promedio que tiene el agua residual de rastro cruda con la que se ha trabajado en el laboratorio es de 6.68 ± 0.3, por lo cual, se considera factible este tipo de agua para ser utilizada con consorcios de PPBs considerando que no es necesario ajustar el pH.

Cabe señalar que las temperaturas que se han trabajado en el laboratorio en su mayoría han sido ambientales que van de 25 a los 30 °C, en la mayoría de las investigaciones revisadas se ha utilizado este rango de temperatura ya que es apropiado para el crecimiento y desarrollo de las PPBs. Guanajuato se caracteriza por su clima de tipo semicálido y templado con una temperatura media anual de 18 °C. De acuerdo con los datos obtenidos de la CONAGUA, desde el año 2021 hasta noviembre del año 2022 se ha registrado en Guanajuato una temperatura durante el día mínima de 5.9 °C y una máxima de 33 °C con un promedio de 21.5 °C, este rango de temperatura ha sido trabajado en las investigaciones con reactores en el exterior. En la Figura 12, se muestra un gráfico del rango de temperaturas que han

sido trabajadas en diferentes investigaciones, se señala en línea amarilla el rango de temperaturas que se han trabajado en el laboratorio, así como la temperatura promedio mínima y máxima durante el día en la ciudad de Guanajuato.

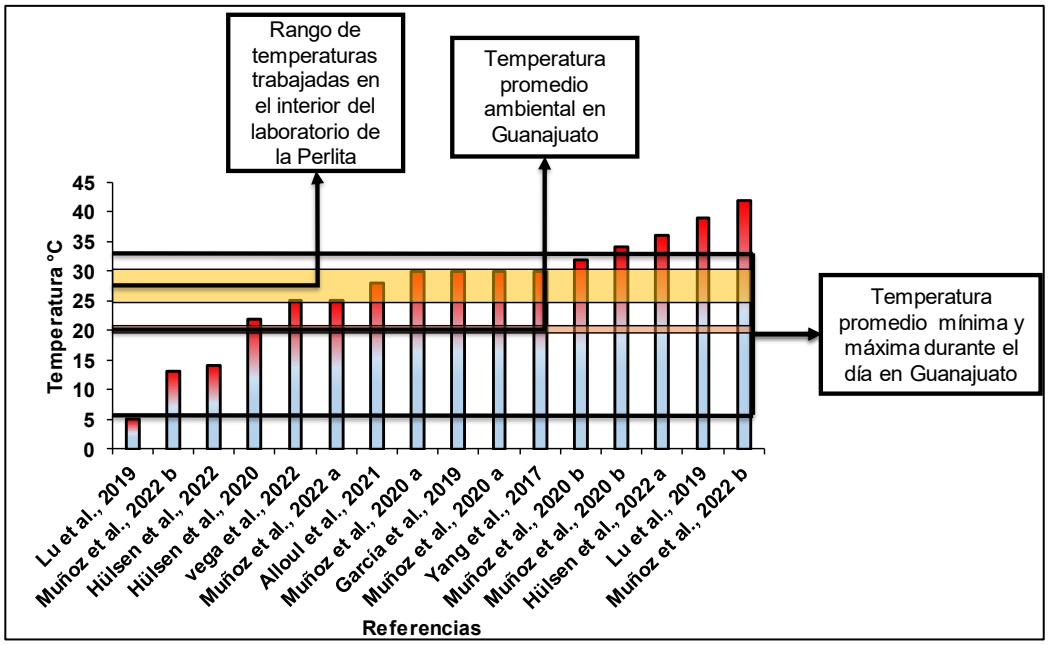


Figura 12. Rango de temperaturas que se han utilizado dentro y fuera del laboratorio con PPBs (2017 – 2022) resaltando los rangos de temperatura utilizados en el laboratorio de La Perlita y los rangos de temperatura promedio durante el día en Guanajuato (2021 – 2022)

Las condiciones operativas evaluadas en el laboratorio de La Perlita se encuentran dentro de los rangos reportados en la bibliografía como óptimos para el desarrollo de PPBs y la producción de biomasa rica en proteína. El agua residual de rastro fue empleada en estado crudo, sin dilución ni pretratamiento, con el fin de evaluar el crecimiento y la productividad del consorcio microbiano. Aunque se obtuvo una respuesta favorable en términos de crecimiento y contenido proteico, existe potencial para mejorar la calidad del producto, incrementar el rendimiento proteico, reducir el TRH y optimizar la calidad del efluente tratado.

Estudios recientes indican que las PPBs presentan altas eficiencias de remoción de macronutrientes y una mayor producción y acumulación de subproductos cuando se emplean aguas residuales de rastros previamente fermentadas para la generación de AGVs, favoreciendo su metabolismo y el rendimiento de biomasa (Hülsen *et al.,* 2022). Estas características posicionan al agua residual de rastro

fermentada como un sustrato adecuado para la obtención de productos de valor agregado mediante bioprocesos basados en PPBs, en concordancia con enfoques de economía circular y simbiosis industrial.

En este estudio se evaluó el crecimiento y la producción de biomasa proteica de un consorcio de PPBs alimentado con un sustrato rico en AGVs obtenido por fermentación anaerobia de agua residual de rastro, con el objetivo de maximizar el rendimiento proteico y la eficiencia del proceso bajo condiciones controladas de radiación y operación.

7. HIPÓTESIS

La fermentación acidogénica de las aguas residuales de rastro incrementa la concentración de ácidos grasos volátiles, favoreciendo el crecimiento y la actividad metabólica de las bacterias fototróficas púrpuras, promoviendo una mayor producción de biomasa y proteína, así como una mayor remoción de materia orgánica respecto al tratamiento con aguas residuales no fermentadas.

8. JUSTIFICACIÓN

Las aguas residuales de la industria cárnica presentan una elevada carga orgánica y una alta concentración de nutrientes, lo que representa un desafío para su tratamiento y disposición final debido a su potencial impacto ambiental. Sin embargo, estas características también ofrecen una oportunidad para su valorización mediante procesos biotecnológicos. En este contexto, la fermentación acidogénica permite transformar la materia orgánica compleja en ácidos grasos volátiles (AGVs), los cuales constituyen sustratos de fácil asimilación para las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs). Estas bacterias poseen un alto valor biotecnológico debido a su capacidad para recuperar carbono y nutrientes, producir biomasa rica en proteína y mejorar la calidad del efluente tratado. De esta manera, se contribuye al desarrollo de estrategias de valorización de aguas residuales bajo un enfoque de biorrefinería y bioeconomía circular, promoviendo la conversión de un residuo con alta carga contaminante en bioproductos de valor agregado y favoreciendo un uso más eficiente y sostenible de los recursos.

9. OBJETIVOS

9.1. Objetivo general

El objetivo principal de la presente investigación es evaluar el efecto de la fermentación acidogénica de las aguas residuales de rastro sobre el crecimiento, la producción de biomasa y la productividad proteica de un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs).

9.2. Objetivos particulares

1. Evaluar el efecto del pH sobre la fermentación acidogénica de aguas residuales sintéticas (ARS) y de rastro crudas (ARRC), con el fin de determinar el pH óptimo para maximizar la producción de ácidos grasos volátiles (AGVs).

2. Analizar el incremento de biomasa de un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) utilizando agua residual sintética fermentada (ARSF) como sustrato, bajo regímenes de agitación constante y sin agitación.

3. Evaluar el impacto del agua residual de rastro fermentada (ARRF) como sustrato sobre el incremento de biomasa de un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) empleando las mejores condiciones de operación obtenidas en la Etapa 2.

4. Evaluar el crecimiento de biomasa y la productividad de proteína de un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) cultivadas en fotobiorreactores de tipo SBR, comparando el uso de agua residual de rastro cruda (ARRC) y fermentada (ARRF) como sustratos.

10. METODOLOGÍA

10.1. Origen de los sustratos agua residual sintética (ARS) y agua residual de rastro cruda (ARRC)

Para el desarrollo de esta investigación se emplearon aguas residuales sintéticas (ARS) y aguas residuales crudas de rastro (ARRC). En el caso de las ARRC, los resultados se presentan como valores promedio, debido a que las muestras fueron recolectadas en distintos meses durante los años 2023 y 2024. En consecuencia, la caracterización reportada se considera representativa de las condiciones típicas del efluente evaluado.

10.1.1. Composición del ARS

La composición del ARS se preparó con base en la formulación reportada por Sekiguchi *et al.,* (1998). La composición incluyó fuentes de carbono fácilmente biodegradables, como sacarosa, acetato y propionato de sodio, así como peptona como fuente de nitrógeno orgánico. Adicionalmente, se incorporaron sales minerales y elementos traza para satisfacer los requerimientos nutricionales del consorcio microbiano, la cual se detalla en la Tabla 6. Con esta composición se obtuvo una demanda química de oxígeno soluble (DQOs) promedio de 13,471.83 ± 80 mg L^{-1} y un pH de 7.01 ± 0.10, valores que proporcionaron un sustrato con características favorables para el desarrollo de la fermentación acidogénica.

Tabla 6. Composición del agua residual sintética (ARS) para la fermentación en la Etapa 1, (Sekiguchi et al., 1998)

Reactivos	Fórmula	mg L^{-1}
Sacarosa	$C_{12}H_{22}O_{11}$	4,000
Acetato de sodio	$C_2H_3NaO_2$	3,000
Propanoato de sodio	$C_3H_5NaO_2$	1,500
Peptona	-	1,000
Cloruro de amonio	NH_4Cl	220
Sulfato de sodio	Na_2SO_4	140
Fosfato monopotásico	KH_2PO_4	300
Cloruro de potasio	KCl	600
Cloruro de calcio dihidratado	$CaCl_2 \cdot 2H_2O$	160
Cloruro de magnesio hexahidratado	$MgCl_2 \cdot 6H_2O$	3,095
Bicarbonato de sodio	$NaHCO_3$	4,000
Cloruro ferroso tetrahidratado	$FeCl_2 \cdot 4H_2O$	19.65
Cloruro de cobalto hexahidratado	$CoCl_2 \cdot 6H_2O$	0.85
Cloruro de zinc	$ZnCl_2$	0.35
Ácido bórico	H_3BO_3	0.30
Cloruro de manganeso tetrahidratado	$MnCl_2 \cdot 4H_2O$	2.50
Cloruro de níquel hexahidratado	$NiCl_2 \cdot 6H_2O$	0.20
Cloruro de cobre dihidratado	$CuCl_2 \cdot 2H_2O$	0.15
Molibdato sódico dihidratado	$NaMoO_4 \cdot 2H_2O$	0.15

10.1.2 Composición del ARRC

Las ARRC se obtuvieron de la Planta de Tratamiento del Rastro Municipal de León, Guanajuato, México, cuya actividad principal es el sacrificio de bovinos y porcinos. Las muestras fueron recolectadas del efluente correspondiente al tratamiento primario (Figura 13), depositadas en contenedores de 20 L y posteriormente trasladadas al laboratorio de la Universidad de Guanajuato. Para su conservación, las muestras se almacenaron en un congelador a -20°C; mientras aquellas destinadas a uso inmediato se mantuvieron a 3 °C, con el fin de preservar sus características fisicoquímicas originales.



Figura 13. Canaleta de descarga que conduce el agua residual de rastro cruda tras el tratamiento primario

Durante este estudio se realizaron tres muestreos en distintos periodos entre 2023 y 2024 en el mismo rastro municipal, siguiendo los criterios de almacenamiento y conservación previamente descritos. En cada muestreo se llevó a cabo una caracterización fisicoquímica del agua residual, evaluándose los siguientes parámetros: sólidos totales (ST), sólidos totales volátiles (STV), sólidos totales fijos (STF), sólidos suspendidos totales (SST), sólidos suspendidos volátiles (SSV), sólidos suspendidos fijos (SSF), demanda química de oxígeno soluble (DQOs) y total (DQOt), nitrógeno Kjeldahl total (TKN), nitrógeno amoniacal ($N\text{-}NH_4^+$), nitritos, nitratos fosfatos ($P\text{-}PO_4^{3-}$), grasas y aceites, porcentaje de proteína en peso seco y carbohidratos, así como indicador de pH, conductividad eléctrica (CE) y oxígeno disuelto (OD). La Tabla 7 muestra los valores promedio obtenidos en la caracterización del ARRC utilizada en este proyecto.

Tabla 7. Caracterización fisicoquímica de las aguas residuales de rastro cruda (ARRC)

PARÁMETROS			CARACTERÍSTICAS		
Demanda química de oxígeno total	DQOt	mg L^{-1}	23,541.6	±	9,507.0
Demanda química de oxígeno soluble	DQOs	mg L^{-1}	15,001.5	±	4,668.0
Carbono orgánico Total	COT	mg L^{-1}	1,417.0	±	1.4
Nitrógeno amoniacal	N - NH_4^+	mg L^{-1}	238.5	±	32.0
Nitrógeno total kjendhal	NTK	mg L^{-1}	616.3	±	102.8
Fosfatos	P - PO_4^{3-}	mg L^{-1}	53.0	±	2.0
Grasas y aceites	G y A	mg L^{-1}	4,850.0	±	1,280.0
Ácidos grasos volátiles (Medido como Ácido acético)	AGVs	mg L^{-1}	1,011.0	±	356.0
Proteínas		%	36.9	±	4.0
Carbohidratos		mg L^{-1}	256.0	±	105.0
Sólidos Totales	ST	mg L^{-1}	4,338.9	±	2,075.0
Sólidos Totales Volátiles	STV	mg L^{-1}	1,160.0	±	509.0
Sólidos Totales Fijos	STF	mg L^{-1}	3,178.9	±	1,603.0
Sólidos Suspendidos Totales	SST	mg L^{-1}	3,400.0	±	987.0
Sólidos Suspendidos Volátiles	SSV	mg L^{-1}	987.0	±	527.0
Sólidos Suspendidos Fijos	SSF	mg L^{-1}	2,413.0	±	271.0
Oxígeno disuelto	OD	mg L^{-1}	0.2	±	0.0
Alcalinidad		mg L^{-1}	483.0	±	103.0
Conductividad eléctrica	C. E.	mS cm^{-1}	6.5	±	0.1
Potencial de hidrógeno	pH		7.0	±	0.1

10.2. Métodos y materiales utilizados

Para el análisis de los parámetros fisicoquímicos se utilizaron diversos equipos y metodologías estandarizadas. El pH se midió mediante un potenciómetro marca HANNA, mientras que la conductividad eléctrica se determinó con el equipo Orion 4 Star A10008 de Thermo Scientific. La concentración del oxígeno disuelto se cuantificó empleando el equipo Dissolved Oxygen Meter HI9146 y la radiación infrarroja (IR) se midió por medio del sensor IR Light PS-2148 PASCO Scientist y el adaptador airlink PASCO; la configuración del sensor se realizó mediante el software PASCO Capstone. La demanda química de oxígeno total (DQOt) y soluble

(DQOs) se determinó siguiendo el método estándar (APHA, 2005), utilizando reactivos de digestión y solución catalizadora. El carbono orgánico total (COT) se analizó por oxidación catalítica a 680 °C en un equipo Shimadzu.

Los sólidos totales (ST), sólidos totales volátiles (STV), sólidos totales fijos (STF), sólidos suspendidos totales (SST), sólidos suspendidos volátiles (SSV), sólidos suspendidos fijos (SSF) se evaluaron de acuerdo con los procedimientos establecidos en el método estándar (APHA, 2005 y NMX-AA-034-SCFI-2015).

La concentración de fosfatos ($P\text{-}PO_4^{3-}$) se determinó por espectrofotometría, utilizando el método, Hach 8114, basado en el método de molibdovanadato. Los ácidos grasos volátiles (AGVs) fueron determinados por la técnica de Cromatografía de Gases (CG) para los diferentes sustratos fermentados, mientras que los AGVs medidos en la caracterización de las aguas residuales de rastro cruda fueron medidas por el "*Método estandarizado determinación de ácidos grasos volátiles por destilación"*.

El nitrógeno total Kjeldahl (TKN) se cuantificó utilizando un sistema Kjeldahl (KjelMaster K-375/K-376, Büchi), siguiendo la metodología establecida en la norma NMX-AA-026-SCFI-2010. A partir del contenido total de TKN, se estimó el porcentaje de proteína cruda con base en peso seco, empleando un factor de conversión nitrógeno-proteína de 6.25. Finalmente, el contenido de grasas y aceites se analizó mediante el método Soxhlet, de acuerdo con la NMX-AA-005-SCFI-2000.

10.3. Inóculos

En el presente estudio, se emplearon dos tipos de inóculo. El primero consistió en lodos anaerobios, utilizados para la fermentación del ARS y del ARRC. El segundo correspondió a un inóculo mixto de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs), el cual se utilizó para evaluar su crecimiento en aguas residuales previamente sometidas a procesos de fermentación.

En los apartados siguientes se describe el origen de cada inóculo, así como los procedimientos de acondicionamiento, estabilización y tratamiento aplicados en cada caso, previo a su utilización en cada experimento.

10.3.1. Inóculo de lodos anaerobios para la fermentación de ARRC y ARS

Para la fermentación, tanto del ARRC como del ARS, se empleó un inóculo proveniente de los lodos anaerobios de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales del rastro municipal de León, Guanajuato. Dichos lodos fueron sometidos a un pretratamiento térmico con el objetivo de favorecer la selección de microorganismos del género *Clostridium*, reconocidos por su capacidad productora de hidrógeno y su papel en la promoción de la fermentación (Moreno *et al.,* 2006). El pretratamiento consistió en mantener los lodos a una temperatura de 105 °C en estufa durante 24 horas. Posteriormente, el material fue pulverizado y tamizado mediante una malla, con la finalidad de eliminar los sólidos gruesos que pudieran interferir en la determinación de la carga orgánica.

10.3.2 Inóculo de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) para la evaluación con sustratos fermentados

El inóculo de PPBs se obtuvo a partir de un consorcio mixto desarrollado de forma natural. Este se expuso continuamente (24 horas de exposición) a luz infrarroja con una potencia de 100 W, siguiendo la metodología descrita por Muñoz *et al*. (2020), la cual favorece el enriquecimiento y crecimiento de PPBs. El cultivo inicial se desarrolló en matraces utilizando agua residual de rastro fermentada (ARRF), obtenida de experimentos previos. Los matraces se mantuvieron sin agitación a temperatura ambiente (23.1 ± 2 °C).

Posteriormente, para la aclimatación del inóculo, la biomasa generada se concentró en un reactor de 3 L y se alimentó con ARRF durante tres meses, sin control de la carga orgánica aplicada, con el fin de favorecer su adaptación metabólica al sustrato.

10.4 Determinación de ácidos grasos volátiles (AGVs) por cromatografía de gases (CG)

Los ácidos grasos volátiles (AGVs) fueron determinados mediante cromatografía de gases (CG). Previamente al análisis, las muestras fueron centrifugadas a 10 000 rpm durante 10 min para eliminar sólidos suspendidos y el sobrenadante se filtró a través de una membrana de 0.22 µm. Posteriormente, las muestras fueron

acidificadas hasta pH < 2 con HCl para estabilizar los compuestos y almacenadas en congelación (-20°C) hasta su análisis.

El análisis de CG se realizó utilizando un programa de temperatura del horno que inició a 40 °C, con un incremento de 10 °C min^{-1} hasta alcanzar 220 °C, temperatura que se mantuvo durante 3 min, con un tiempo total de corrida de 22 min. Tanto el inyector como el detector FID operaron a 220 °C. La identificación de los AGVs se realizó mediante la comparación de los tiempos de retención con estándares comerciales, mientras que la cuantificación se efectuó mediante curvas de calibración externas utilizando el área de los picos cromatográficos obtenidos para cada compuesto, los resultados fueron expresados en mg L^{-1}.

10.5 Diseños experimentales

ETAPA 1

A continuación, se describe la metodología utilizada para la fermentación del agua ARRC y ARS en reactores biológicos secuenciales (SBR) bajo condiciones iniciales de pH 5, 7 y 9.

10.5.1 Fermentación ARS y ARRC con control inicial de pH 5, 7 y 9

La fermentación del ARS y del ARRC se llevó a cabo en reactores tipo SBR de borosilicato, con un volumen útil de 900 mL. Para cada tipo de agua residual (ARRC y ARS) se emplearon tres reactores independientes, operados bajo diferentes condiciones de pH controlado: 5, 7 y 9 (Figura 14). De esta manera, se evaluó el efecto del pH sobre el proceso de fermentación en cada sustrato.

Cada reactor fue inoculado con 3 g de biomasa previamente sometida a pretratamiento térmico y operado bajo condiciones de agitación continua a temperatura ambiente. La carga orgánica aplicada fue de 3.5 kg DQO·kg^{-1} SST $día^{-1}$, y los tiempos de operación se establecieron conforme a lo reportado en la literatura (Cuevas-Rodríguez, 1998; Jaramillo, 2016).

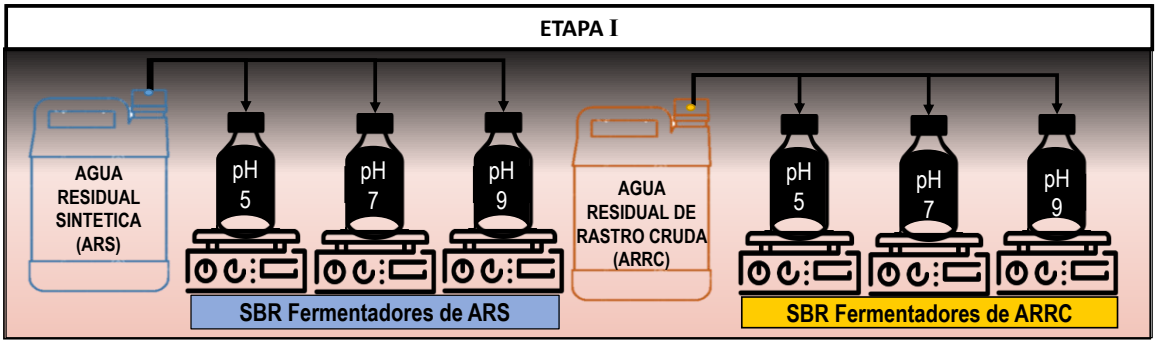


Figura 14. ETAPA 1. Configuración de los reactores SBR utilizados para la fermentación de agua residual sintética (ARS) y agua residual de rastro cruda (ARRC)

El volumen de llenado (V_{LL}) fue calculado con base a la siguiente Ecuación 1 (E_1) tomada como referencia a Cuevas-Rodríguez, 1998:

E_1: $$C.O = \frac{V_{LL}}{V_t} * \frac{S_O}{SST * T_{REC}}$$

Despejando la V_{LL}

E_2: $$V_{LL} = \frac{C.O * V_t * SST * T_{REC}}{S_O}$$

Dónde:

V_{LL}: volumen de llenado (o de recambio) (m^3)

V_T : volumen total del reactor (m^3)

S_o: DQOt del influente ($kg\ m^{-3}$)

SST: sólidos suspendidos totales en el licor mezclado ($kg\ m^{-3}$)

T_{REAC}: tiempo de reacción (día)

C.O: Carga orgánica ($kg\ DQO\ kg^{-1}\ SST\ día^{-1}$)

Para evaluar la fermentación del ARS y del ARRC a pH 5, 7 y 9, se emplearon seis reactores SBR operados con una carga orgánica de 3.5 $kg\ DQO \cdot kg^{-1}\ SST \cdot día^{-1}$, una concentración de SST de 3 $kg\ m^{-3}$ y un volumen de trabajo de 900 mL (0.0009 m^3).

La DQO inicial (S_0) fue de 13,471.83 ± 80 mg L^{-1} (13.4 kg m^{-3}) para el ARS y de 12,289.67 ± 266 mg L^{-1} (12.3 kg m^{-3}) para el ARRC.

Con base en estos valores (C.O., S_0, SST y volumen de trabajo), y utilizando la ecuación (E_2), se determinó el volumen de llenado (V_{LL}) para cada sustrato. El V_{LL} diario fue de 669 mL para el ARS y 730.5 mL para el ARRC en cada reactor operado a pH 5, 7 y 9.

Cada ciclo de operación tuvo una duración de 24 h. En la Figura 15 se observa un diagrama con información sobre el Tiempo de llenado (T_{LL}), Tiempo de reacción (T_{REAC}), Tiempo de sedimentación (T_{SED}) y Tiempo de vaciado (T_{VAC}) controlados bajo un temporalizador digital Volteck; en la Tabla 8 se detallan estos tiempos.

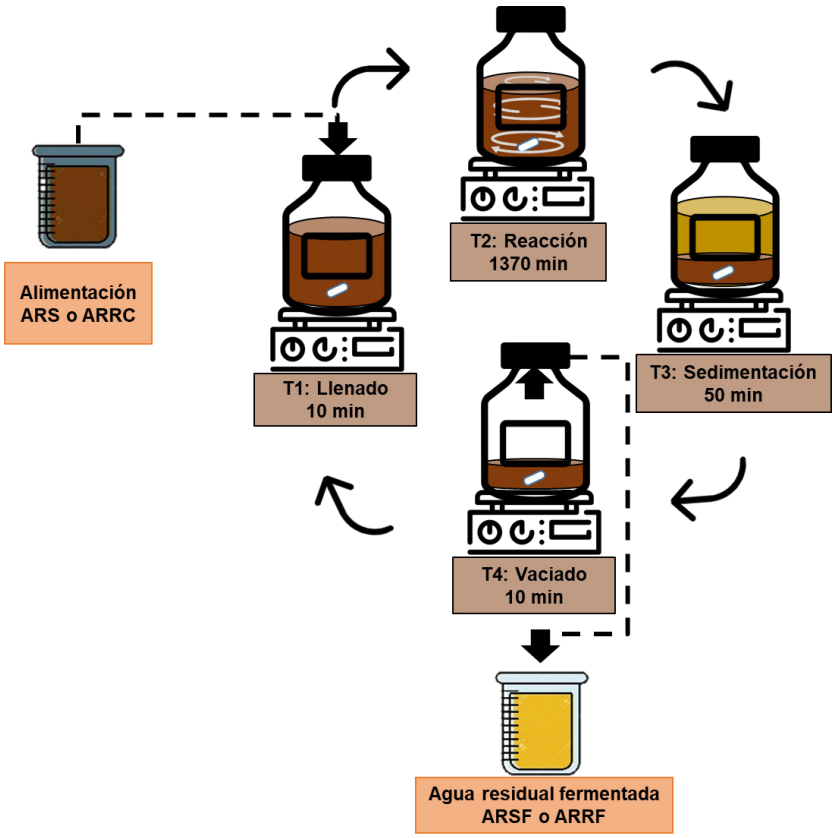


Figura 15. Diagrama de los tiempos de operación aplicados en cada uno de los reactores SBR durante la fermentación del agua residual sintética (ARS) y del agua residual de rastro cruda (ARRC), resultando en agua residual sintética fermentada (ARSF) y agua residual de rastro fermentada (ARRF)

Tabla 8. Tiempo de operación de los reactores SBR utilizados para la fermentación de agua residual sintética (ARS) y agua residual de rastro cruda (ARRC)

Tiempo de operación de los reactores SBR	Valor (Minutos)
Tiempo 1: Llenado (T_{LL})	10
Tiempo 2: Reacción (T_{REAC})	1370
Tiempo 3: Sedimentación (T_{SED})	50
Tiempo 4: Vaciado (T_{VAC})	10
Duración total	1440

Durante el tiempo de llenado (T_{LL}), el ajuste de pH únicamente se realizó al inicio de cada ciclo tras la alimentación de los reactores. Para ello, se empleó HCl al 5% para los sistemas a pH 5 y NaOH 0.1 N para los de pH 9. Los reactores operados a pH 7 no requirieron ajustes en la mayoría de los casos, debido a que tanto el ARRC como el ARS presentaban valores cercanos a la neutralidad. Durante las fases de reacción y sedimentación, los reactores permanecían parcialmente cerrados para evitar evaporación, entrada de oxígeno y concentración de gases dentro de los reactores. El sustrato obtenido en el tiempo de vaciado fue preservado en refrigeración a una temperatura de °3 C para su posterior uso.

Finalmente, los reactores se cubrieron con una película termoplástica negra para impedir el paso de luz natural y minimizar las variaciones de temperatura durante el ciclo de operación, cómo se aprecia en la Figura 16.

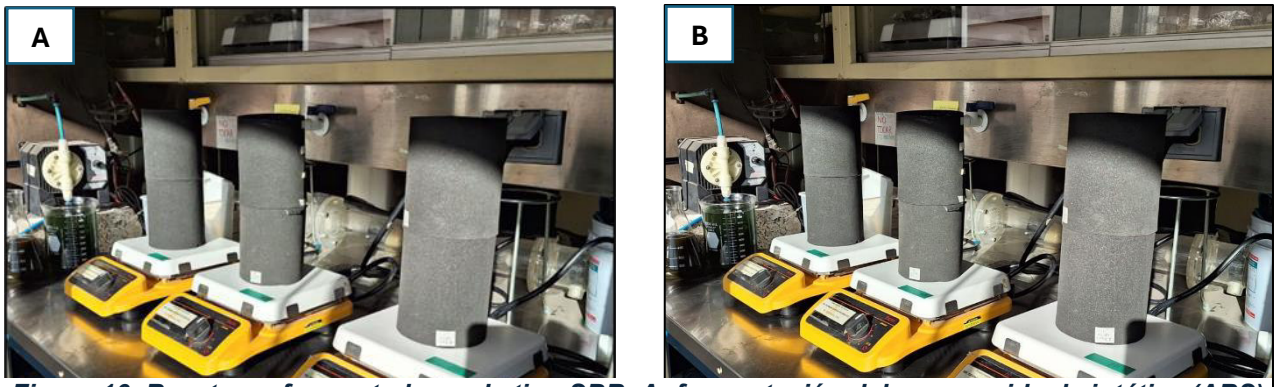


Figura 16. Reactores fermentadores de tipo SBR. A: fermentación del agua residual sintética (ARS) y B: fermentación de agua residual de rastro cruda (ARRC)

ETAPA 2

A continuación, se describen las condiciones de operación empleadas para evaluar el efecto de las aguas residuales sintéticas fermentadas (ARSF) sobre el crecimiento del consorcio de PPBs en biorreactores con y sin agitación.

10.5.2 Crecimiento de las PPBs con ARSF bajo condiciones de agitación y sin agitación constante

Se utilizaron matraces de borosilicato de 500 mL como reactores, operados bajo condiciones fotoheterotróficas y expuestos a radiación infrarroja de 323.2 ± 36 W m^{-2}, siguiendo las recomendaciones metodológicas de Capson-Tojo *et al.* (2021). La temperatura ambiente durante el periodo experimentación se mantuvo en 23.6 ± 2.4 °C.

El desempeño del consorcio de PPBs se evaluó bajo dos condiciones operativas: agitación mecánica constante (200 rpm) y condiciones estáticas (sin agitación). Estas condiciones se aplicaron a cada uno de los tres sustratos de ARSF obtenidos en la Etapa 1, correspondientes a fermentaciones realizadas a pH 5, 7 y 9.

El diseño experimental se llevó a cabo por triplicado para cada condición y se incluyó un blanco (agua sintética sin fermentar). En total, se establecieron 24 unidades experimentales (matraces). Todos los reactores fueron inoculados con 1000 ± 65 mg SSV L^{-1} de un consorcio mixto de PPBs previamente aclimatado (sección 10.3.2).

La incubación se realizó en una cabina aislada de la iluminación natural exterior, irradiada únicamente con luz infrarroja (323.2 ± 37 W m^{-2}). La duración total del experimento fue de 10 días. Las condiciones de operación empleadas se resumen en la Tabla 9.

Tabla 9. Condiciones de operación en el arranque de experimentación para la evaluación de las PPBs con ARSF bajo condiciones de agitación y sin agitación

Condiciones de operación	Unidad	Valor
Volumen de trabajo	mL	500

Radiación Infrarroja	W m^{-2}	323.2 ± 37
Concentración de inóculo PPBs	mg SSV L^{-1}	1000 ± 65
Tiempo de experimentación	días	10
Temperatura	°C	23.6 ± 2.4
Velocidad de agitación	RPM	200
Rango de oxígeno disuelto (OD)	mg O^2 L^{-1}	*0.29 ± 0.3 y **0.24 ± 0.2
Tipo de sustrato (alimentación)	Agua residual sintética fermentada (ARSF)	ARSF a diferentes tipos de pH (7, 5 y 9)

***OD de los matraces con agitación constante**

**** OD de los matraces sin agitación constante**

En la Figura 17 y 18, se presenta la configuración de los reactores de PPBs alimentados con ARSF bajo condiciones con agitación constante y condiciones estáticas. Durante cada muestreo, todos los reactores fueron homogeneizados mediante agitación manual, realizando un barrido de las paredes internas para asegurar la representatividad de las muestras y evitar errores asociados a biomasa adherida y no contabilizada.

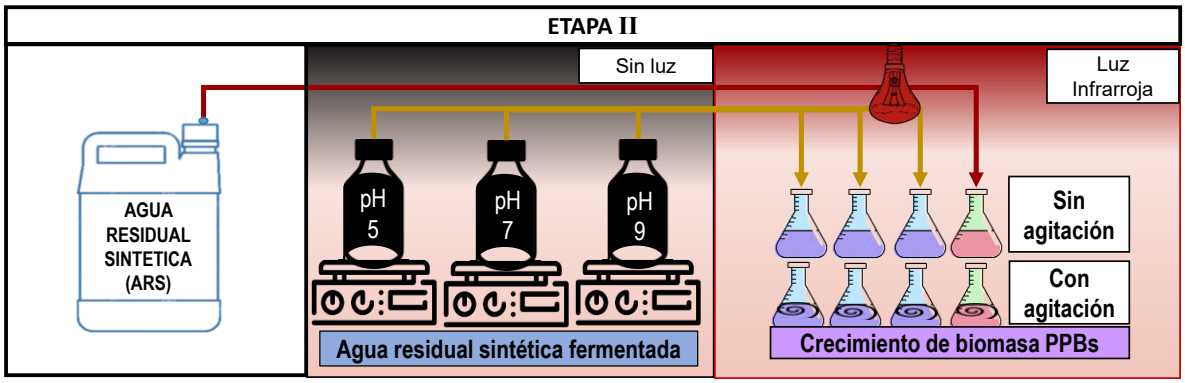


Figura 17. Etapa2. Configuración de los matraces evaluados para el crecimiento de biomasa de PPBs alimentadas con ARSF bajo condiciones con y sin agitación

Diariamente, los matraces se rotaron de posición con el fin de homogeneizar su exposición a la lámpara de luz infrarroja, evitando que la ubicación constituyera una variable que afectara la actividad biológica de los reactores. De acuerdo con el protocolo de Mata de la Vega *et al.* (2021), los muestreos se realizaron en los días 0, 1, 2, 3, 5, 7 y 10, tomando alícuotas de cada matraz, previa agitación, para el análisis de DQO, ST, STV, STF, SST, SSV y SSF. Durante toda la experimentación se registraron los parámetros de control: pH, conductividad eléctrica y temperatura.

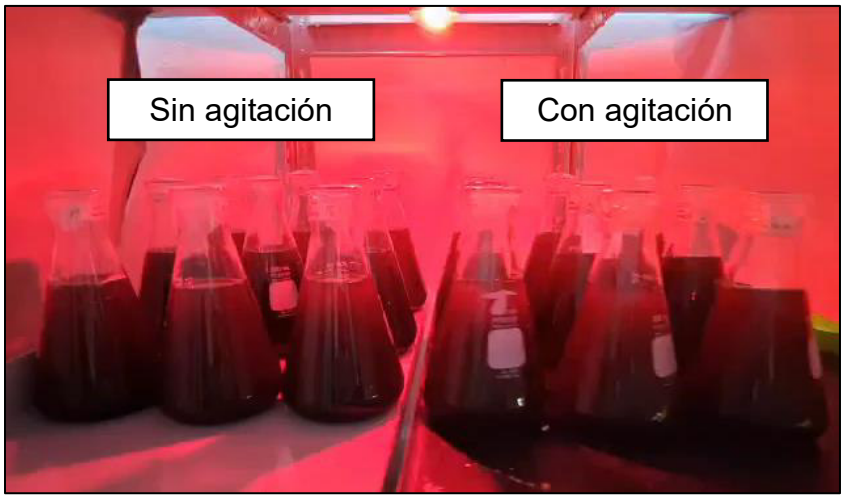


Figura 18. Etapa 2. Disposición de los matraces en la cabina empleados para el cultivo de PPBs con ARSF bajo condiciones con y sin agitación constante

ETAPA 3

En esta Etapa, las aguas residuales de rastro fermentadas (ARRF), obtenidas en la Etapa 1, se emplearon como sustrato para la alimentación de los reactores inoculados con consorcios de PPBs. A continuación, se describen las condiciones experimentales bajo las cuales se llevó a cabo este experimento.

10.5.3 Crecimiento de las PPBs con ARRF bajo condiciones de operación optimas obtenidas en la Etapa 2

En esta etapa se mantuvieron las condiciones experimentales de la Etapa 2: se utilizaron matraces de borosilicato de 500 mL, cultivo fotoheterotrófico y una fuente de radiación infrarroja de 323.2 ± 36 W m^{-2}. Los ensayos se realizaron por triplicado para cada tipo de agua residual fermentada (ARRF) obtenida a pH 5, 7 y 9, además de un control de agua residual de rastro cruda (ARRC), utilizando un total de 12 unidades experimentales Figura 19.

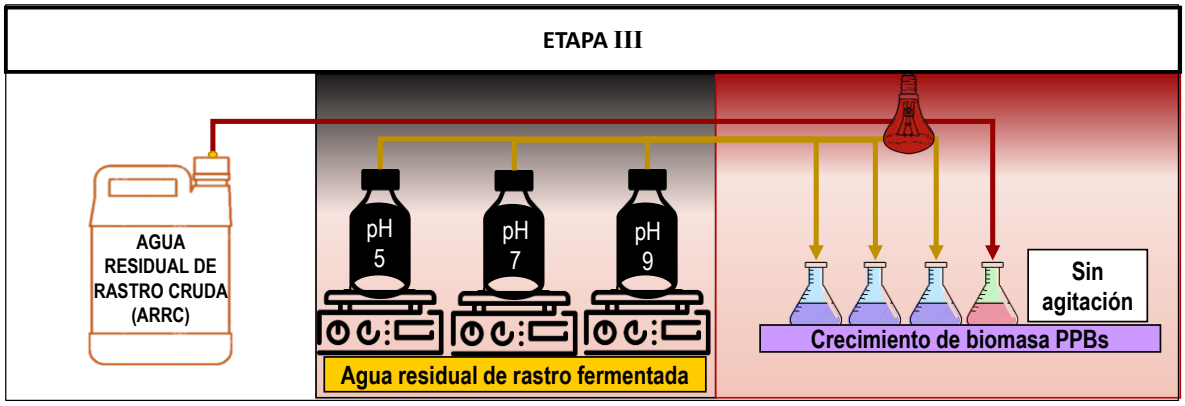


Figura 19. Etapa 3. Configuración de los reactores evaluados para el crecimiento de biomasa PPBs alimentadas con ARRC a diferentes tipos de pH

Cada reactor se inoculó con 1,000 mg SSV L^{-1} de biomasa previamente aclimatada, según lo descrito en el apartado 10.3.2, y se incubó a una temperatura ambiente de 29.5 ± 0.2 °C dentro de una cabina sin iluminación natural durante un periodo de 20 días. Cabe destacar que, previo a su uso, tanto el ARRF como el ARRC se filtraron a través de un tamiz de 125 µm para reducir la variabilidad asociada a la composición de los sólidos suspendidos. Las condiciones de operación se detallan en la Tabla 10.

Tabla 10. Condiciones de operación en el arranque de los reactores destinados a la evaluación de las PPBs con ARRF

Condiciones de operación	Unidad	Valor
Volumen de trabajo	mL	500
Radiación Infrarroja	W m^{-2}	323.2 ± 37
Concentración de inóculo PPBs	mg VSS L^{-1}	1000 ± 65
Tiempo de experimentación	días	20
Temperatura	°C	23.55 ± 2.4
Rango de oxígeno disuelto	mg O^2 L^{-1}	*0.29 ± 0.3 y **0.24 ± 0.2
Tipo de alimentación	ARRF	Agua residual de rastro fermentada a diferentes tipos de pH (7, 5 y 9) inicial.

ETAPA 4

En esta etapa final se describen las condiciones experimentales de operación de dos fotobiorreactores de tipo SBR: uno alimentado con agua residual de rastro cruda (ARRC) y otro con agua residual de rastro fermentada (ARRF) a pH inicial de 7. Asimismo, se detalla el procedimiento de la fermentación utilizado para la obtención del sustrato fermentado.

10.5.4 Crecimiento de PPBs con dos tipos de sustrato ARRF y ARRC

Reactor SBR fermentador

La fermentación del ARRC a pH 7 se realizó en un reactor SBR de borosilicato con un volumen útil de 1,800 mL. El cuál fue inoculado con la biomasa adaptada del SBR empleado en la Etapa 1, bajo el control inicial de pH 7. Las condiciones operativas fueron idénticas a las de dicha etapa, con la diferencia de que en esta fase se utilizó un reactor de mayor volumen (1,800 mL), esto con el objeto de asegurar el suministro diario de sustrato fermentado al reactor SBR de PPBs.

El reactor SBR fermentador fue operado bajo las siguientes condiciones: carga orgánica (C.O) de 3.5 kg DQO kg^{-1} SST $día^{-1}$, concentración de sólidos suspendidos totales (SST) de 1.92 kg m^{-3}, y volumen de trabajo (V_T) de 1,800 mL. La DQO inicial (S_0) fue de 33,958 ± 28 mg L^{-1} (34 kg m^{-3}). El volumen de llenado (V_{LL}) se calculó a partir de la ecuación (E_2) obteniendo un valor de 338 mL.

Fotobiorreactores de tipo SBR para el crecimiento de PPBs alimentados con ARRF y ARRC

Se emplearon dos fotobiorreactores de tipo SBR de 900 mL para evaluar el crecimiento de PPBs bajo dos condiciones de alimentación: el primer con ARRF y el segundo con ARRC, ambos con una carga orgánica de 7.2 kg DQO/kg SSV día. Este valor se seleccionó con base en los resultados de Vargas (2024), quién reportó que existe una mayor producción de proteínas en biomasa de PPBs bajo dicha carga orgánica en reactores de flujo continuo.

Por lo tanto, los valores determinados de operación fueron: carga orgánica (C.O.) de 7.2 kg DQO kg^{-1} SST $día^{-1}$, un volumen total (V_T) de 900 mL y una concentración

de materia orgánica en el influente (S_o DQOt) de 21,204.6 ± 88 mg L^{-1} para ARRF y 21,900.3 ± 164 mg L^{-1} para ARRC. Asimismo, se consideró una concentración de sólidos suspendidos totales (SST) de 1000 mg L^{-1} en ambos casos.

El volumen de llenado (V_{LL}) se calculó a partir de la ecuación (E_2) para cada tipo de agua residual, obteniendo un valor de 290 mL para ARRF y 281 mL para ARRC.

Cabe señalar que el ARRC utilizada en esta Etapa 4 se obtuvieron de la misma Planta de Tratamiento del Rastro Municipal de León, específicamente, fueron recolectadas durante el proceso de lavado de estómagos, por lo que resultó en una carga orgánica alta, con una DQOt 33,958 ± 28 mg L^{-1}. Dichas muestras se emplearon para alimentar tanto el SBR fermentador como el fotobiorreactor de PPBs control. En este último caso, el ARRC fue filtrada a través de un tamiz de 125 µm para eliminar los sólidos gruesos. En la Tabla 11 se detallan las condiciones de operación en ambos fotobiorreactores.

Tabla 11. Condiciones de operación en la Etapa 4 de los reactores destinados a la evaluación de las PPBs con ARRF y ARRC

Condiciones de operación	Unidad	Valor
Volumen de trabajo	mL	900
Radiación Infrarroja	W m^{-2}	323.2 ± 37
Concentración de inóculo PPBs	mg VSS L^{-1}	1000 ± 65
Tiempo de experimentación	días	85
Temperatura	°C	23.55 ± 2.4
Velocidad de agitación	RPM	100

Rango de oxígeno disuelto	mg O^2 L^{-1}	*0.29 ± 0.3 y **0.24 ± 0.2
Tipo de alimentación	mL	ARRF: 290 ARRC: 281

Los fotobiorreactores de tipo SBR fueron operados bajo los parámetros de radiación, temperatura e inoculación, establecidos en la Etapa 3, los fotobiorreactores fueron purgados constantemente para mantener un promedio de 1000 mg VSS L^{-1}. Asimismo, los reactores se mantuvieron en agitación constante a 100 RPM para garantizar la homogeneidad completa del medio. El sistema operó en ciclos de 24 h siguiendo el protocolo de operación de los SBR descritos en la Etapa 1. La experimentación duró 85 días continuos. La configuración de la experimentación se ilustra en la Figura 20.

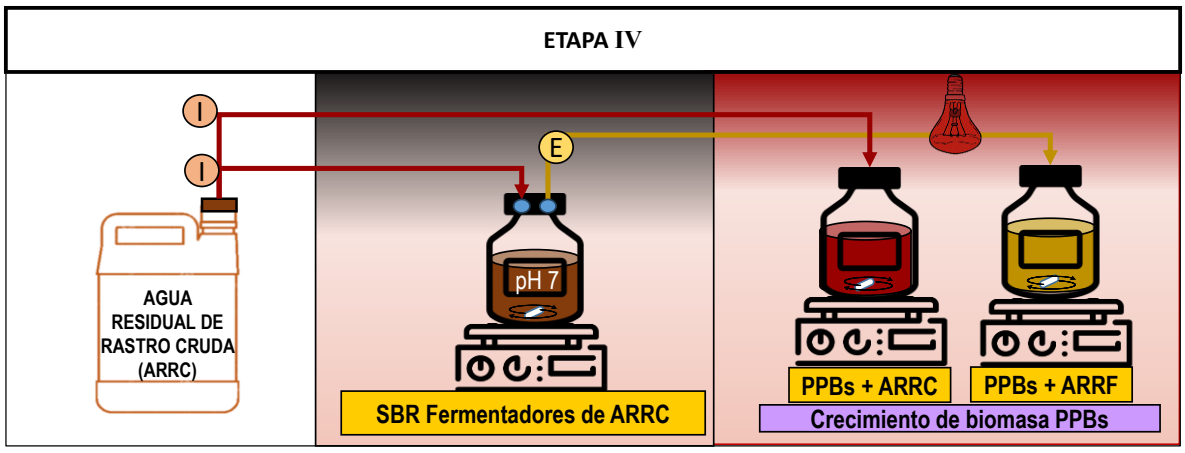


Figura 20. Etapa 4. Configuración experimental de los fotobiorreactores SBR y fermentador SBR evaluados para el crecimiento de biomasa PPBs alimentadas con ARRF y ARRC

A continuación, se presentan las etapas experimentales y las variables evaluadas, en la Figura 21 se presenta un esquema general de la metodología empleada, donde se ilustran las etapas (I, II, III y IV) y las variables evaluadas.

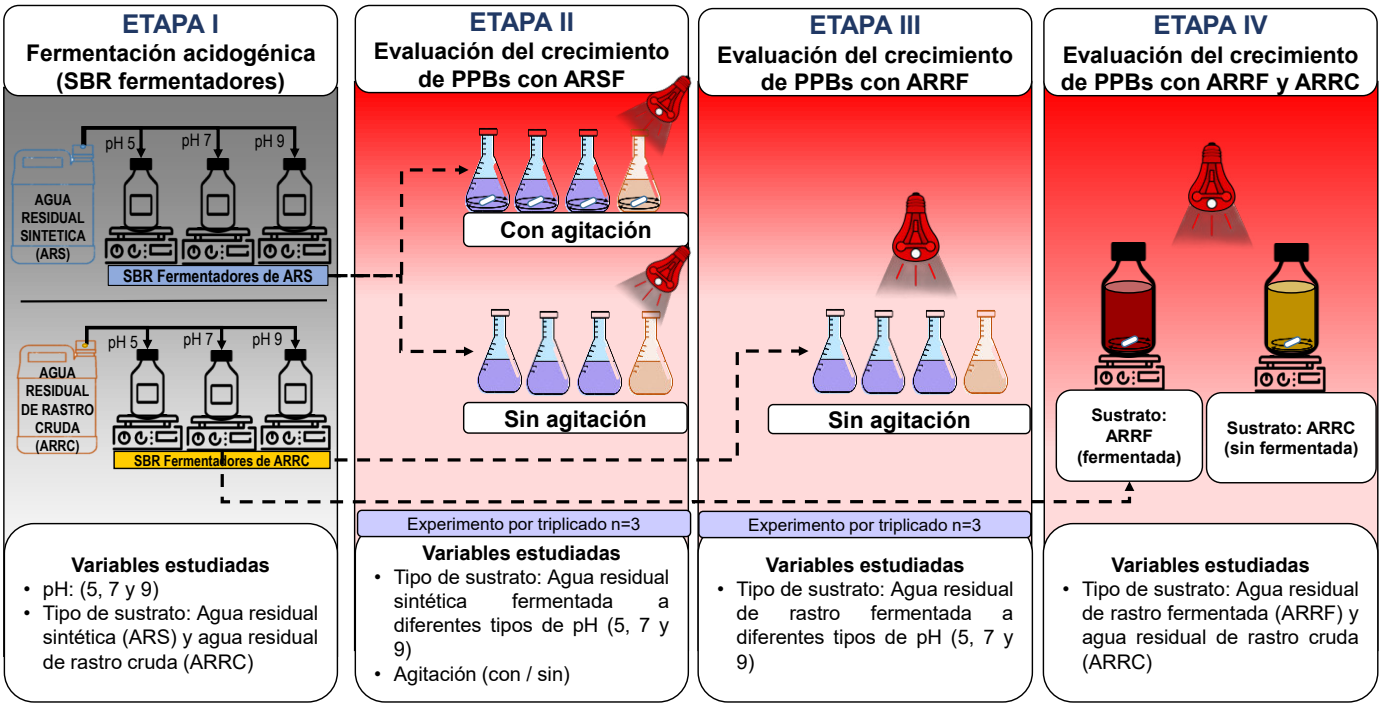


Figura 21. Esquema general de la metodología experimental, etapas de investigación y variables evaluadas para la fermentación acidogénica y el crecimiento de bacterias fototrópicas púrpuras (PPBs) en aguas residuales sintéticas y de rastro

11. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

11.1 ETAPA1. Fermentación acidogénica de las aguas residuales sintéticas (ARS) y aguas residuales de rastro crudas (ARRC) bajo diferentes pH (5, 7 y 9) para determinar el pH óptimo en la producción de ácidos grasos volátiles (AGVs)

La presente etapa tuvo como objetivo evaluar el efecto del pH (5, 7 y 9) sobre la fermentación acidogénica de aguas residuales sintéticas (ARS) y aguas residuales de rastro crudas (ARRC), con el fin de determinar las condiciones que favorecen la producción de ácidos grasos volátiles (AGVs). El uso de ambos sustratos permitió comparar el comportamiento del proceso en un medio controlado y en un efluente real de alta carga orgánica, aportando información relevante para seleccionar las condiciones óptimas de operación para las etapas posteriores de aprovechamiento de los AGVs.

11.1.1. Comportamiento del pH en los reactores SBR

El pH se consideró un parámetro clave de diseño en los fermentadores, ya que influye directamente en la cantidad y el tipo de metabolitos generados durante la fermentación acidogénica de aguas residuales. Estudios previos demuestran que el pH regula tanto la solubilización de la materia orgánica como la actividad microbiana asociada a la producción y consumo de ácidos grasos volátiles (AGVs).

En los reactores con pH inicial de 5, los valores finales fueron de 5.2 ± 0.2 para ARS y 5.3 ± 0.3 para ARRC, mostrando una ligera tendencia hacia la alcalinización. Para alcanzar este pH se añadió HCl (20–30 mL al 5%), lo que pudo limitar la actividad fermentativa del inóculo y limitado la producción de AGVs. En condiciones ácidas, la solubilización de la materia orgánica suele reducirse debido a la inhibición de las poblaciones microbianas acidogénicas. Además, se favorece la liberación de fósforo más que de carbono soluble, lo que resultó en una acumulación mínima de metabolitos y bajo rendimiento de producción de AGV.

En los reactores con pH inicial 7, no se requirieron ajustes, ya que ambos efluentes presentaban valores cercanos a la neutralidad (ARS, 7.01 ± 0.1 y ARRC 7.0 ± 0.1).

Al final de cada ciclo, se observó una ligera acidificación (ARS, 6.3 ± 0.2 y ARRC 6.9 ± 0.2), atribuida a la fermentación activa, no obstante, el pH retornaba a la neutralidad en la fase de llenado. Aunque este rango es óptimo para muchos microorganismos acidogénicos, también permite la actividad de metanogénicos que consumen parte de los AGV, reduciendo su acumulación neta y la eficiencia global del proceso.

En los reactores con pH inicial de 9, el ajuste se realizó mediante la adición de NaOH 0.1 N (20–25 mL). Al igual que el experimento de pH 5, la adición de solución correctora inicialmente excedió el volumen útil (900 mL), por lo que a partir del tercer día se emplearon soluciones más concentradas (0.5 N) de HCl y NaOH para evitar diluciones y pérdida de carga orgánica. Bajo estas condiciones alcalinas se promovió la solubilización de compuestos complejos, como proteínas, carbohidratos y lípidos, aumentando la fracción soluble disponible para los microorganismos fermentativos. Asimismo, la alcalinidad inhibió la actividad de los metanógenos, evitando la conversión de AGVs a metano y favoreciendo su acumulación.

Estos resultados concuerdan con lo reportado por Presti *et al.* (2021), quienes reportaron la mayor acumulación de AGVs (2145 mg DQO L^{-1}) a pH 10 con control constante. En contraste, cuando se empleó un pH inicial de 10 sin control, la acumulación de AGVs fue ligeramente menor, aunque se obtuvo una mejor relación AGVs/DQOs. En el presente estudio, un pH inicial de 9 mostró un comportamiento similar, ya que favoreció la liberación de compuestos solubles y la acumulación de AGVs en mayor medida que las condiciones evaluadas de pH 5 y 7.

11.1.2. Variación de la temperatura y la conductividad eléctrica durante la fermentación en los reactores SBR

La temperatura de los SBR fermentadores al inicio de cada ciclo era baja (20 ± 2.6 °C), debido a que ambos tipos de agua residual (ARRS y ARRC) se preservaban en refrigeración a 3 °C y previo a su uso solo se dejaban afuera durante 1 hora para aclimatar cada sustrato. No obstante, al concluir cada ciclo (después de 24 h), los sistemas alcanzaban un promedio de 26.7 ± 1.8 °C.

La conductividad eléctrica (CE) inicial fue consistentemente mayor en el ARS que en el ARRC para todos los valores de pH evaluados. Este comportamiento se atribuye a que el ARS fue formulado con compuestos solubles (sacarosa, acetato de sodio, NH_4Cl, Na_2SO_4 y KH_2PO_4, entre otros), los cuales aportan una mayor disponibilidad iónica desde el inicio. En contraste, el ARRC contiene principalmente sólidos complejos (grasas, proteínas, carbohidratos), con baja capacidad de ionización inicial. No obstante, al final de los ciclos fermentativos en ARRC, se observó un incremento mayor en la CE, derivado de la hidrólisis de compuestos complejos hacia metabolitos solubles. En las Tablas 12 y 13 se presentan los valores promedio del pH, la temperatura y la CE registrados al inicio y al final de cada ciclo durante los 15 días de operación.

Tabla 12. Parámetros de control al inicio y al final del ciclo, durante la operación del reactor SBR fermentador con agua residual sintética (ARS)

pH Inicial	pH Final	Temperatura Inicial (°C)	Temperatura Final (°C)	C. E. Inicial (mg L^{-1})	C. E. Final (mg L^{-1})
5	5.2 ± 0.3	20.2 ± 4.4	26.8 ± 1.7	6.7 ± 0.2	6.7 ± 0.1
7	6.3 ± 0.2	20.6 ± 2.6	26.9 ± 1.8	6.1 ± 0.2	6.0 ± 0.1
9	6.4 ± 0.2	21.2 ± 2.1	27 ± 1.8	6.4 ± 0.2	6.4 ± 0.2

Tabla 13. Parámetros de control al inicio y al final del ciclo, durante la operación del reactor SBR fermentador con agua residual de rastro cruda (ARRC)

pH Inicial	pH Final	Temperatura Inicial (°C)	Temperatura Final (°C)	C. E. Inicial (mg L^{-1})	C. E. Final (mg L^{-1})
5	5.3 ± 0.2	17.9 ± 3.2	26.5 ± 1.6	4.7 ± 0.3	4.8 ± 0.1
7	6.9 ± 0.2	17.7 ± 3.4	26.4 ± 2.2	4.3 ± 0.3	4.8 ± 0.3
9	7.6 ± 0.2	18.1 ± 3.3	26.5 ± 2	4.5 ± 0.3	5.3 ± 0.2

11.1.3. Ácidos grasos volátiles y composición de metabolitos

Las concentraciones de ácidos grasos volátiles (AGVs), determinada por cromatografía de gases, como se describe en el apartado 10.4, tuvieron variaciones significativas de acuerdo con el tipo de agua residual y el pH inicial de operación. En los reactores con agua residual sintética fermentada (ARSF), los valores obtenidos fueron de 821, 1700 y 1295 mg AGVs L^{-1} para pH 5, 7 y 9, respectivamente. En el caso del agua residual de rastro fermentada (ARRF), se

obtuvieron concentraciones de 692, 2010 y 2700 mg AGVs L^{-1} para pH 5, 7 y 9, en el mismo orden (Tabla 13).

En los reactores SBR operados a pH neutro (7), se observó una ligera acidificación al finalizar cada ciclo (6.3 ± 0.2 para ARSF y 6.9 ± 0.2 para ARRF). A pesar de esta reducción, la producción de AGVs fue mayor en el ARRF (2010 mg AGVs L^{-1}) respecto al ARSF (1700 mg AGVs L^{-1}). Este comportamiento se atribuye a la mayor capacidad tampón del efluente de rastro, donde la presencia de proteínas, sangre y detergentes favorecen la formación de iones hidróxido (OH^-), que neutralizan el pH.

Finalmente, en los reactores con pH inicial 9, se registró la mayor acumulación de AGVs para ambos tipos de agua (2700 mg L^{-1} en ARRF y 1295 mg L^{-1} en ARSF). Esto sugiere que las condiciones alcalinas facilitaron la hidrólisis de compuestos complejos y la inhibición de la actividad metanogénica, promoviendo así la acumulación de metabolitos intermedios de la fermentación, principalmente ácidos grasos volátiles como acetato, propionato y butirato.

11.1.4. Consumo de DQOs y generación de biomasa

La disminución de la demanda química de oxígeno soluble (DQOs) refleja el consumo de sustratos por las bacterias fermentativas. En los reactores con ARSF, el consumo de DQOs fue de 729, 67 y 754 mg DQOs L^{-1} en pH 5, 7 y 9, respectivamente. Para ARRF, el consumo fue mayor: 1272, 1820 y 1106 mg DQOs L^{-1} (Tabla 14). Estos valores concuerdan con una mayor disponibilidad de materia orgánica fácilmente biodegradable en ARRF.

Tabla 14. Comportamiento de la DQOs y acumulación de AGVs en aguas residuales sintéticas y de rastro fermentadas bajo condiciones de pH controlado

Tipo de agua residual	pH Inicial	pH final	Inicio del ciclo DQOs (mg L^{-1})	Fin del ciclo DQOs (mg L^{-1})	AGVs (mg L^{-1})
ARSF	5	5.2 ± 0.3	12,286 ± 429	12,218 ± 859	821
	7	6.3 ± 0.2	11,666 ± 886	10,937 ± 650	1700
	9	6.4 ± 0.2	11,492 ± 783	10,738 ± 755	1295
ARRF	5	5.3 ± 0.2	11,981 ± 1,827	10,275 ± 2,230	692

	7	6.9 ± 0.2	12,197 ± 2,207	11,629 ± 935	2010
	9	7.5 ± 0.2	9,573 ± 2,934	8,726 ± 2,178	2700

Durante la fermentación acidogénica, las variaciones observadas en los sólidos totales (ST), sólidos totales volátiles (STV) y sólidos totales fijos (STF) reflejan la transformación de la materia orgánica compleja hacia compuestos más simples y su posterior conversión en biomasa microbiana y metabolitos solubles, principalmente AGVs. El incremento de los STV observado en algunos tratamientos sugiere que una fracción importante de la materia orgánica hidrolizada fue incorporada a biomasa bacteriana y a intermediarios orgánicos de la fermentación, evidenciando que el carbono disponible fue distribuido entre rutas anabólicas (síntesis celular) y catabólicas (producción de AGVs).

En el ARSF, los valores de ST permanecieron relativamente estables a pH 7 y 9, pasando de 3355 ± 881 a 3369 ± 662 mg L^{-1} y de 3330 ± 1019 a 3650 ± 943 mg L^{-1}, respectivamente (Tabla 15). De manera similar, los STV presentaron variaciones poco significativas, incrementándose de 860 ± 280 a 881 ± 213 mg L^{-1} a pH 7 y de 875 ± 304 a 952 ± 250 mg L^{-1} a pH 9. Este comportamiento coincidió con una producción elevada de AGVs (1700 y 1295 mg L^{-1}, respectivamente), lo que indica que una proporción importante de la materia orgánica fue convertida directamente en metabolitos solubles sin una acumulación de biomasa. En contraste, a pH 5 se registró el mayor incremento de STV, pasando de 809 ± 289 a 1853 ± 923 mg L^{-1} (128.9 % de incremento), mientras que la producción de AGVs fue significativamente menor (821 mg L^{-1}). Estos resultados sugieren que, bajo condiciones ácidas, el carbono orgánico fue preferentemente retenido en forma de biomasa microbiana y materia orgánica particulada derivada de la hidrólisis, en lugar de ser transformado eficientemente en AGVs.

Por otra parte, los STF del ARSF mostraron una tendencia al incremento en todos los tratamientos, pasando de 853 a 2037 mg L^{-1} a pH 5, de 2496 a 2487 mg L^{-1} a pH 7 (prácticamente sin cambios) y de 2455 a 2698 mg L^{-1} a pH 9. Este comportamiento podría estar asociado a la concentración relativa de la fracción

mineral como consecuencia de la degradación de la materia orgánica o a la precipitación de sales inorgánicas durante la fermentación.

En el ARRF, el comportamiento de los sólidos fue consistente con la mayor producción de AGVs observada bajo condiciones neutras y alcalinas. A pH 7 y 9, los ST disminuyeron de 5370 a 3797 mg L^{-1} (29.3 %) y de 5470 a 3924 mg L^{-1} (28.3 %), respectivamente, mientras que los STV aumentaron significativamente, pasando de 1572 ± 681 a 4946 ± 1379 mg L^{-1} y de 1545 ± 294 a 5498 ± 818 mg L^{-1}, respectivamente. Estos incrementos coincidieron con las máximas concentraciones de AGVs obtenidas (2010 y 2700 mg L^{-1}), lo que evidencia una intensa actividad acidogénica favorecida por condiciones de pH neutro y ligeramente alcalino. Bajo estas condiciones, la hidrólisis de proteínas, carbohidratos y otros compuestos orgánicos complejos promovió simultáneamente la formación de biomasa fermentativa y la acumulación de metabolitos intermedios solubles.

Por el contrario, a pH 5 los STV disminuyeron ligeramente (2895 ± 1182 a 2846 ± 655 mg L^{-1}) y la producción de AGVs fue considerablemente menor (692 mg L^{-1}), lo que sugiere una menor eficiencia de la fermentación acidogénica debido a la inhibición parcial de los microorganismos productores de AGVs bajo condiciones ácidas. Resultados similares han sido reportados por Sepúlveda-Muñoz *et al.* (2022), quienes observaron que valores de pH cercanos a la neutralidad favorecen la fermentación de aguas residuales porcinas y la acumulación de AGVs. Asimismo, los STF del ARRF disminuyeron notablemente a pH 7 y 9, pasando de 3472 a 1473 mg L^{-1} y de 3865 a 1633 mg L^{-1}, respectivamente, lo que podría estar relacionado con procesos de solubilización y redistribución de la fracción mineral durante la hidrólisis y fermentación del sustrato.

En conjunto, estos resultados evidencian que las condiciones de pH 7 y pH 9 favorecieron una fermentación acidogénica más eficiente, promoviendo la conversión de la materia orgánica hacia AGVs sin una acumulación excesiva de sólidos, mientras que a pH 5 una mayor proporción del carbono permaneció asociada a biomasa microbiana y materia orgánica particulada, limitando la

acumulación de AGVs. Esta respuesta confirma que el pH constituye uno de los principales factores de control en la valorización de aguas residuales de rastro mediante fermentación acidogénica.

Tabla 15. Comportamiento de la DQOs y acumulación de AGVs en aguas residuales sintéticas y de rastro fermentadas bajo condiciones de pH controlado

Tipo de agua residual	pH	ST Inicial (mg L^{-1})		STV Inicial (mg L^{-1})		STF Inicial (mg L^{-1})	
		Inicial	Final	Inicial	Final	Inicial	Final
ARSF	5	2662 ± 1187	2890 ± 706	809 ± 289	1853 ± 923	853 ± 190	2037 ± 540
	7	3355 ± 881	3369 ± 662	860 ± 280	881 ± 213	2496 ± 646	2487 ± 479
	9	3330 ± 1019	3650 ± 943	875 ± 304	952 ± 250	2455 ± 740	2698 ± 732
ARRF	5	4331 ± 1181	4165 ± 670	2895 ± 940	2846 ± 598	1436 ± 255	1319 ± 124
	7	5370 ± 1470	3797 ± 968	1572 ± 681	4946 ± 1379	3472 ± 1027	1473 ± 355
	9	5470 ± 987	3924 ± 796	1545 ± 294	5498 ± 818	3865 ± 656	1633 ± 303

11.1.5. Perfil de metabolitos en la fermentación del ARSF Y ARRF

El análisis cromatográfico realizado para ambos tipos de agua residual (ARSF y ARRF) evidenció que los metabolitos predominantes fueron ácido acético y propiónico, seguidos por ácido butírico, isobutírico, isovalérico y valérico. La fracción de metabolitos totales en ARSF fue del 54.7%, 90.6% y 88.3% y en ARRF fue de 83.6%, 89% y 86.7% en pH 5, 7 y 9, respectivamente, destacando el pH 7 como la condición con mayor fracción de metabolitos acumulados.

En todos los casos, el ácido propiónico se acumuló en mayor concentración en los SBR con ARRF (190, 552 y 738 mg L^{-1} para pH 5, 7 y 9, respectivamente), mientras que en ARSF predominó el ácido acético. Esto puede atribuirse al alto contenido proteico del agua de rastro, que favorece rutas metabólicas hacia el propionato, mientras que los carbohidratos presentes en el agua sintética promueven la producción de acetato.

Los resultados de la Figura 22 y las Tablas 16 y 17 muestran que, en ambos sistemas, los metabolitos mayoritarios fueron los ácidos acético y propiónico, seguidos en menor proporción por los ácidos butírico, isobutírico, isovalérico y valérico. En el caso del ARRF, se detectó una mayor presencia de ácidos ramificados (isobutírico e isovalérico) en comparación con el ARSF. Este

comportamiento sugiere que la composición más compleja del ARRC, particularmente su contenido proteico y lipídico favorece rutas fermentativas que generan metabolitos de mayor complejidad estructural, resultando en una producción más notable de AGVs ramificados, es decir, la mayor proporción de proteínas y lípidos en ARRC promueve la desaminación de aminoácidos de cadena ramificada, dando como resultando en la formación de AGVs como isobutírico e isovalérico (Capson-Tojo *et al.,* 2020; Hülsen *et al.,* 2020). Este comportamiento ha sido reportado en fermentaciones acidogénicas de sustratos cárnicos y porcinos (Sepúlveda-Muñoz *et al.,* 2022), donde la complejidad del sustrato determina la diversidad de metabolitos producidos.

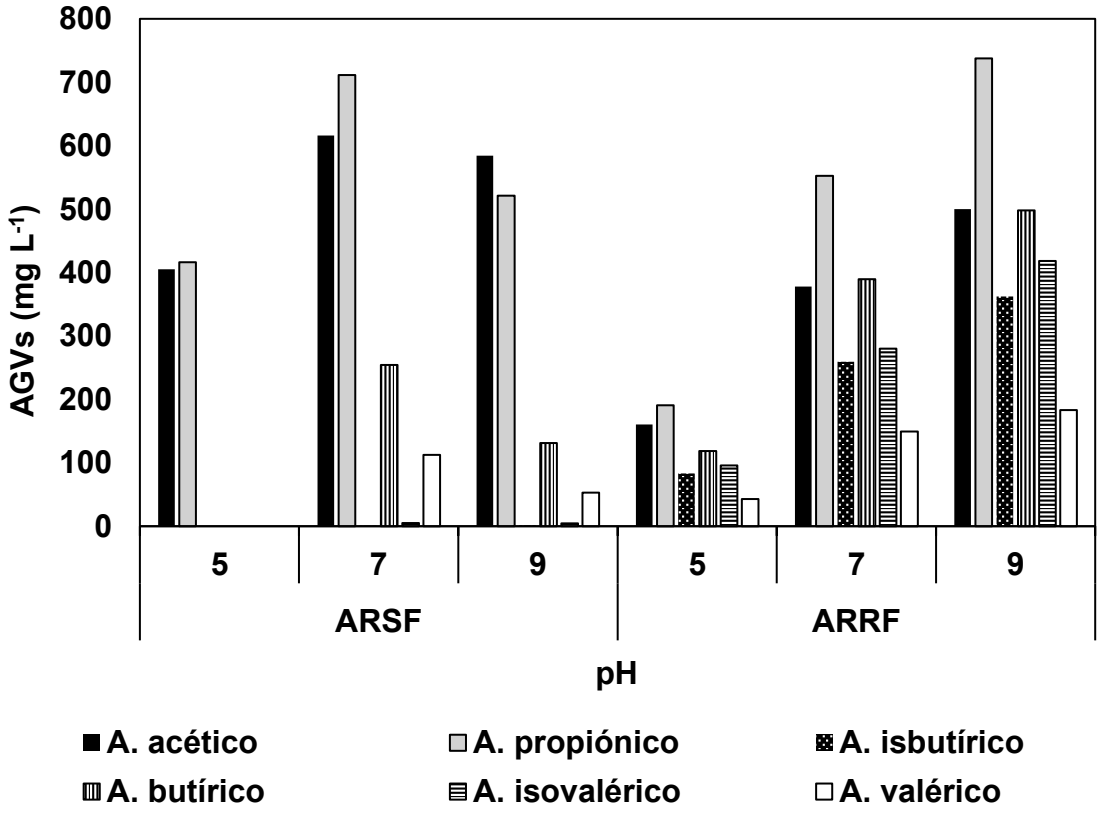


Figura 22. Concentración de metabolitos presentes en cada tipo de pH en el ARSF y ARRF

Además, se identificó que las condiciones alcalinas (pH 9) incrementaron la producción tanto de acetato como de propionato. Este comportamiento coindice con lo reportado por Jankowska *et al.* (2017), quienes observaron que el pH inicial

alcalino favorece la hidrólisis de compuestos complejos como proteínas y carbohidratos, incrementando la disponibilidad de precursores fermentables. De igual forma, Dahiya *et al.* (2015) señalan que en ambientes con potencial redox alcalinos se potencia la solubilización de carbohidratos, proteínas y grasas, a la vez que se inhibe el crecimiento de microorganismos metanógenos, lo cual explica la mayor acumulación de metabolitos en este rango de pH.

Tabla 16. Valores de la concentración de metabolitos presentes en cada tipo de pH en el ARSF Y ARRF

Metabolitos	ARSF			ARRF		
	mg L^{-1}			mg L^{-1}		
	pH 5	pH 7	pH 9	pH 5	pH 7	pH 9
A. acético	405	616	584	160	378	500
A. propiónico	416	711	521	190	552	738
A. isobutírico		1	1	83	260	362
A. butírico		254	131	118	390	498
A. isovalérico		5	5	96	280	418
A. valérico		113	53	43	149	183

En estas condiciones (pH 9), la generación de ácido acético pudo haberse intensificado no solo por la mayor solubilización de compuestos complejos, sino también por la activación de vías de degradación fosforoclásticas, las cuales favorecen la acumulación de acetato como metabolito intermedio (Hernández *et al.,* 2019).

Tabla 17. Porcentaje de metabolitos presentes en cada tipo de efluente y pH en el ARSF Y ARRF

Tipo de Metabolitos	METABOLITOS EN EL EFLUENTE					
	ARSF (%)			ARRF (%)		
	pH 5	pH 7	pH 9	pH 5	pH 7	pH 9
A. acético	29.4	34.0	41.3	14.5	15.2	15.0
A. propiónico	25.3	31.3	29.5	18.3	18.7	18.0
A. isbutírico		0.4	0.5	11.2	11.8	11.8
A. butírico		15.6	10.5	16.0	18.2	16.8
A. isovalérico		0.9	1.1	16.2	16.1	17.2

A. valérico		8.4	5.3	7.3	8.5	7.5
A. hexanoico					0.4	0.2

El pH fue considerado un parámetro clave de diseño en los fermentadores, debido a que influye de manera directa en la cantidad y el tipo de metabolitos generados durante la fermentación acidogénica de aguas residuales. Estudios previos han demostrado que el pH regula tanto la solubilización de la materia orgánica como la actividad microbiana asociada a la producción y consumo de AGVs.

Por ejemplo, Presti *et al.* (2021) reportan que bajo condiciones alcalinas (pH 10, ajustado de forma constante) se alcanzó la mayor acumulación de AGVs (2145 DQO mg L^{-1}), debido a que estos valores de pH favorecen la hidrólisis de macromoléculas y la liberación de compuestos solubles, al mismo tiempo que inhiben la actividad de los metanógenos responsables de consumir los AGVs y transformarlos en metano.

En contraste, a pH neutro (≈7) facilita la actividad de las bacterias acidogénicas y de los microorganismos metanogénicos, esto último reduce la acumulación neta de AGVs debido a su consumo inmediato por parte de los microorganismos metanogénicos. Por otro lado, en condiciones ácidas (pH 5) la producción de AGVs es limitada, ya que se inhibe parcialmente el metabolismo de bacterias fermentativas, aunque esto puede favorecer la liberación de nutrientes, como fósforo, desde la biomasa.

De esta forma, el pH y la composición del sustrato no solo condicionaron la tasa de producción de AGVs, sino también el perfil de distribución de metabolitos (acético, propiónico, butírico y ramificados). De acuerdo con Jankowska *et al.* (2017), la complejidad del sustrato puede modificar tanto el rendimiento global como la distribución de los AGVs, resaltando que los sustratos ricos en proteínas y grasas tienden a incrementar la producción de propionato e isómeros de ácidos ramificados.

Este aspecto es fundamental para aplicaciones biotecnológicas, tales como la producción de polímeros microbianos. Específicamente, el acetato, el propionato y

el butirato actúan como precursores directos para la síntesis de polihidroxialcanoatos (PHA) y en la optimización de procesos de eliminación biológica de nutrientes. Al respecto, Bengtsson *et al.* (2008) reportaron que la composición de los AGVs es determinante para la síntesis de polímeros tipo PHA, mientras que el predominio de acetato y butirato conduce a la formación de monómeros de hidroxibutirato, la presencia de propionato favorece la síntesis de hidroxivalerato.

Finalmente, la diversidad de metabolitos observada se vinculó directamente con la naturaleza del sustrato (carbohidratos en el ARSF, proteínas y grasas en el ARRF), al tipo de consorcio microbiano presente y el equilibrio redox generado en cada condición de pH. A pH neutro (7) coexistieron distintas rutas metabólicas que favorecieron un abanico amplio de metabolitos. En cambio, en condiciones alcalinas (pH 9) la hidrólisis de compuestos complejos y la inhibición de microorganismos metanógenos propiciaron la mayor acumulación neta de AGVs, especialmente acético y propiónico.

En conjunto, estos resultados demuestran que la interacción entre el pH, la naturaleza del sustrato y la dinámica microbiana definen tanto el rendimiento cuantitativo como el perfil cualitativo de los metabolitos obtenidos. Esta comprensión resulta clave para dirigir estratégicamente los procesos de fermentación acidogénica, ya que permite la maximización de productos de valor agregado. En este en este caso, la generación de corrientes ricas en AGVs que sirven como sustrato de alimentación para las bacterias fototróficas púrpuras (PPBs).

11.2. Etapa 2. Impacto del agua residual sintética fermentada (ARSF) en un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) bajo condiciones con y sin agitación

Todos los matraces con y sin agitación (24 en total), presentaron una concentración inicial de 10,190 ± 1,860 mg DQOs L^{-1}, y fueron inoculados con 1,000 ± 65 mg SSV L^{-1} de biomasa PPBs, lo que resultó en una carga orgánica de 10.2 ± 1.9 kg DQO kg^{-1} SSV. La mezcla entre el inóculo de PPBs y el ARSF en los diferentes pH

evaluados no modificó la concentración de sólidos, ya que el ARSF no contenía lodos ni sólidos residuales. Esto se debe a que el agua había sido previamente sedimentada y separada cuidadosamente del inóculo de los reactores fermentadores.

11.2.1. Crecimiento de biomasa y efecto del pH

En los reactores sin agitación, se observó una mayor acumulación de biomasa en forma de biopelícula adherida a las paredes de los matraces. Al segundo día de operación, los sistemas alimentados con ARSF a pH 7 alcanzaron 2,550 ± 567 mg L^{-1} de SSV, seguidos por los de pH 9 con 2,267 ± 105 mg L^{-1} (tercer día) y los de pH 5 con 2,117 ± 218 mg L^{-1}. Por el contrario, en los sistemas con agitación constante no se detectó la formación de biopelícula adherida a las paredes de los matraces, sin embargo, los matraces alimentados con ARSF a pH 7 presentaron la mayor concentración de biomasa suspendida, con 2,317 ± 743 mg L^{-1}. En condiciones de pH 9, el crecimiento fue más lento, alcanzando 2,300 ± 431 mg L^{-1} hasta el día 10, mientras que a pH 5 se registró la menor concentración final del experimento (1,500 ± 723 mg L^{-1}).

En conjunto, independientemente de la agitación, la mayor producción de biomasa se obtuvo con ARSF a pH 7, condición que también presentó la concentración más alta de AGVs. Esta correlación sugiere que la alta disponibilidad de AGVs de cadena corta, principalmente acetato y propionato, favoreció el crecimiento de las PPBs, tal como se ha documentado en estudios sobre cinética de crecimiento de bacterias fototróficas en presencia de AGVs (Jankowska *et al.,* 2017; Hülsen *et al.,* 2020). Durante la experimentación, la concentración de oxígeno disuelto se mantuvo similar en todos los lotes (< 0.5 mg O_2 L^{-1}), indicando que las condiciones microaeróbicas no fueron un factor limitante para el desarrollo de cultivos de PPBs.

11.2.2. Comparación con el control sin fermentar

Los matraces inoculados con ARS sin fermentar (control) mostraron menor crecimiento, independientemente del régimen de agitación. Esto demuestra que las PPBs asimilan con dificultad compuestos complejos en ausencia de una etapa de fermentación previa. En los sistemas con agitación se registró un crecimiento de

250 mg SSV L^{-1} desde el primer día, mientras que en los sistemas sin agitación el crecimiento inicial fue más lento (333 mg SSV L^{-1} al segundo día), (Figura 23).

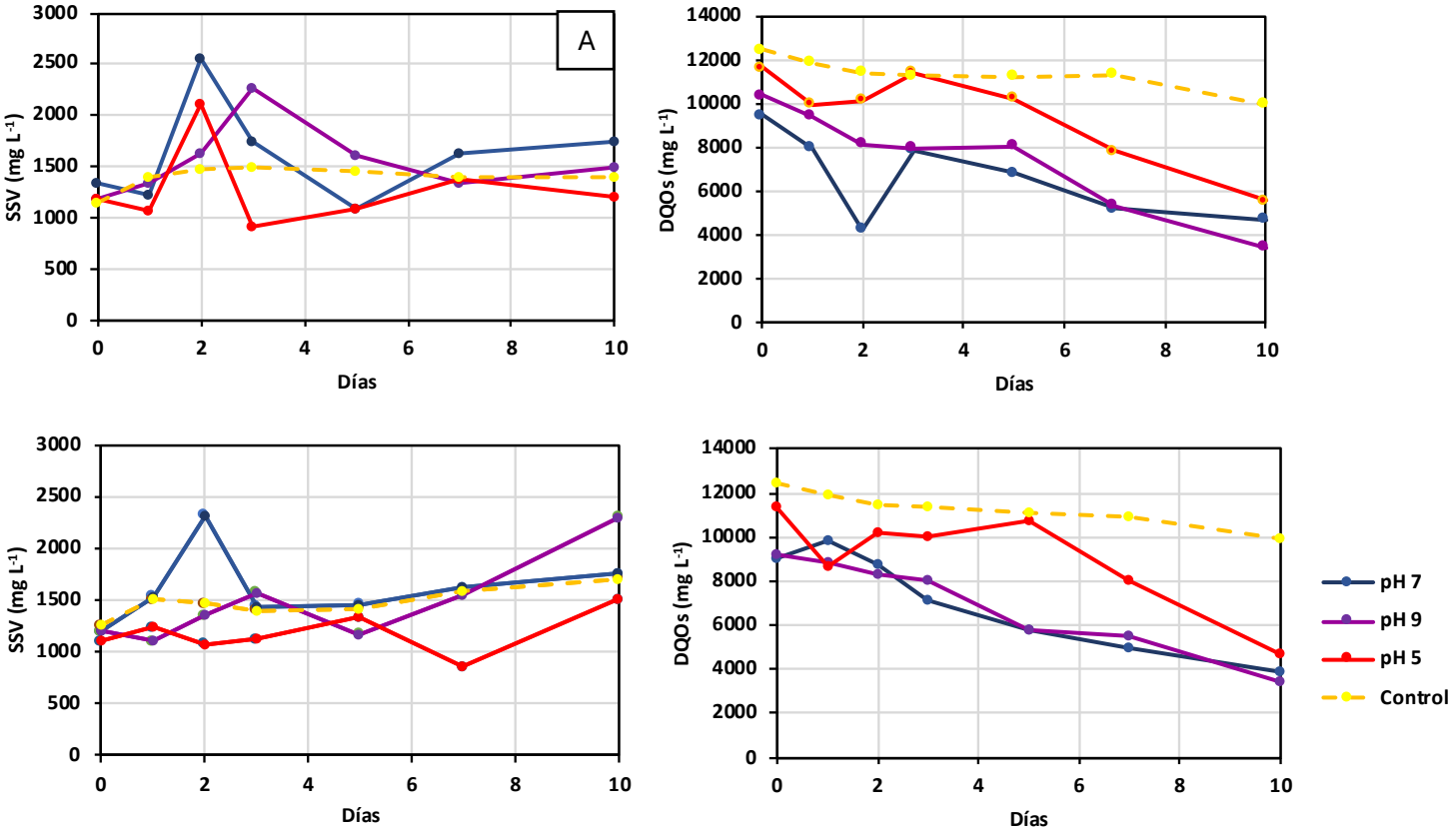


Figura 23. Crecimiento de biomasa PPBs y consumo de DQOs en diferentes tipos de sustratos agua residual sintética fermentada (ARSF) a pH 5, 7 y 9. A: SSV sin agitación; a: DQOs sin agitación; B: SSV con agitación y b: DQOs con agitación

No obstante, en días posteriores, ninguno de los controles mostró incrementos significativos de biomasa, lo que sugiere una limitación en la disponibilidad de sustratos fácilmente asimilables. Esta situación puede atribuirse a que, sin una etapa previa de fermentación, el consorcio de PPBs no logró hidrolizar ni fermentar eficientemente la fracción orgánica compleja del agua residual sintética.

Estudios previos señalan que, en ausencia de AGVs, las PPBs dependen de la actividad de microorganismos fermentativos complementarios para transformar los compuestos poliméricos en AGVs, principal fuente de carbono para su crecimiento fotoheterotrófico (Cerruti *et al.,* 2023; Hülsen *et al.,* 2020; Jankowska *et al.,* 2017). En este caso, la escasa formación de AGVs en el agua residual sin fermentar redujo

la disponibilidad de carbono utilizable para las PPBs, frenando la acumulación de biomasa a pesar de mantener condiciones óptimas de luz infrarroja y temperatura. Este comportamiento coincide con lo reportado en sistemas de recuperación de recursos con PPBs, donde se enfatiza que una corriente rica en AGVs es determinante para obtener altas productividades de biomasa y proteína microbiana (Puyol *et al.,* 2017).

La comparación con los matraces alimentados con ARSF, que contenían AGVs, 821, 1700 y 1295 mg L^{-1} para los pH 5, 7 y 9, respectivamente refuerza la idea de que la fermentación acidogénica previa es un paso esencial para la valorización de aguas residuales mediante PPBs.

En los controles con ARS sin fermentar, el pH descendió de 8.6 a 6.3 el primer día, lo que sugiere una fermentación in situ y consumo de AGVs por las PPBs, reflejado en el aumento de biomasa. Posteriormente, el pH aumentó gradualmente hasta 7.8 ± 0.1 al día 10. En general, los matraces con ARSF a pH 5, 7 y 9 mostraron un incremento progresivo de pH (de 5.8 a 6.5, de 7.0 a 8.4 y de 7.2 a 8.4, respectivamente) lo cual es característico del consumo de ácidos orgánicos.

11.2.3. Influencia de la agitación y formación de biopelícula

En la mayoría de los procesos biológicos la agitación es fundamental para garantizar la homogeneidad del sistema sustrato–bacteria, en este estudio la mayor concentración de biomasa en los reactores sin agitación puede atribuirse a una penetración de la radiación infrarroja. Esto favoreció la actividad fotosintética de las PPBs, específicamente en las zonas cercanas a las paredes del matraz.

La ausencia de agitación facilitó la adhesión de la biomasa y la formación de una biopelícula estable (Figura 24), fenómeno ya reportado por Hülsen *et al.* (2020), Estos autores observaron que las PPBs tienden a colonizar superficies iluminadas por luz infrarroja, logrando mayor eliminación de DQO, nitrógeno total (NT) y fósforo total (PT), además de producir biomasa de alto contenido proteico. En su investigación, se reportó que la recirculación de gas redujo la estabilidad de la biopelícula, mientras que la recirculación de líquido mejoró la adhesión y la recuperación de la biomasa.

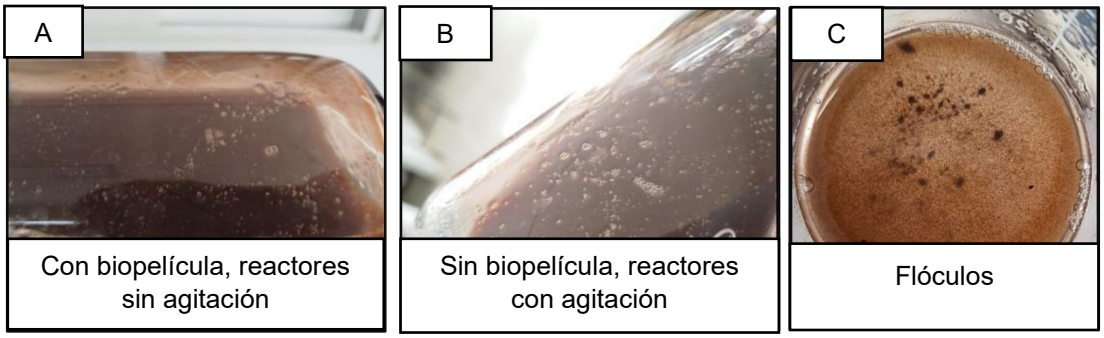


Figura 24. A y B: Comparación de los matraces con y sin agitación. En los reactores sin agitación se observó biopelícula adherida diariamente a las paredes, mientras que en los reactores con agitación no se formó biopelícula. C: Flóculos de biomasa de PPBs formados en los reactores sin agitación

Los resultados concuerdan con estos hallazgos: la radiación infrarroja concentrada en las paredes de los matraces, junto con la ausencia de agitación, favoreció la formación de biopelículas y un mayor rendimiento de biomasa. Esto favoreció incluso cuando el ARSF en todos los pH evaluados (5, 7 y 9), presentaba una tonalidad oscura que teóricamente podría limitar la penetración de la luz.

El desempeño observado confirma que la disponibilidad de AGVs es un factor clave para el crecimiento de las PPBs. La revisión bibliográfica demuestra que los AGVs, en particular acetato y propionato, son los principales sustratos para la fotoheterotrofía de estas bacterias (Hülsen *et al.,* 2020; Jankowska *et al.,* 2017). La etapa de fermentación previa permitió transformar la materia orgánica compleja en compuestos más fácilmente asimilables, lo que explica la ventaja competitiva de los sistemas con ARSF frente al control.

Además, la formación de biopelículas en sistemas sin agitación coincide con lo reportado en fotobiorreactores a escala piloto, donde la infraestructura lumínica, una baja concentración de OD (< 0.5 mg O_2 L^{-1}) y la ausencia o moderación de la agitación favorecen la recuperación de recursos y la producción de biomasa proteica (Puyol *et al.,* 2017; Hülsen *et al.,* 2020).

En consecuencia, la fermentación acidogénica previa y la operación sin agitación demostraron ser estrategias complementarias que potencian la valorización de aguas residuales: la primera suministra sustratos energéticos biodegradable

(AGVs), mientras que la segunda promueve la adhesión celular de PPBs favoreciendo la recuperación de biomasa rica en proteínas y nutrientes.

Finalmente, es pertinente destacar que, en estudios similares, como el tratamiento de efluentes de la industria cárnica, se logró una mayor eliminación de DQO, NT y PT con biomasa adherida (biopelícula) en comparación con la suspendida. En estos sistemas, la biopelícula se formó predominantemente en superficies iluminadas, reduciendo la luz disponible para las células en suspensión. Asimismo, se ha observado que la recirculación de gas afecta la estabilidad de la biopelícula en sistemas en operación continua, mientras que la recirculación de líquido en sistemas por lotes (batch) mejora la adhesión y recuperación de la biomasa.

11.3. Etapa 3. Impacto del agua residual de rastro fermentada (ARRF) en un consorcio de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs) bajo condiciones de operación sin agitación continua

Con base a los resultados de la etapa anterior, dónde se obtuvo una mayor producción de biomasa en reactores sin agitación continua, debido a una mejor penetración de luz infrarroja en efluentes que por su naturaleza, presentan una coloración oscura y densa. En esta Etapa se consideró el uso de agua residual de rastro fermentada (ARRF) sin dilución.

El crecimiento de la biomasa en los lotes alimentados con ARRF a pH 7 y 9 mostró un comportamiento similar. Registrando el primer día valores de 283.3 y 233.3 mg SSV L^{-1}, respectivamente. En contraste, en los lotes a pH 5 y en el control (ARR sin fermentar), el crecimiento se observó a partir del día 5, registrando un incremento de 83.3 mg VSS L^{-1} y 100 mg VSS L^{-1} respectivamente (Figura 25).

Para el día 15, los lotes alimentados con ARRF a pH 7 y 9 presentaron las mayores concentraciones de biomasa, 2100 ± 115 mg VSS L^{-1} y 2011 ± 102 mg SSV L^{-1}, respectivamente. Por su parte, en los experimentos alimentados con ARRF a pH 5 y ARR sin fermentar (control) alcanzaron su mayor crecimiento en el día 23 (2,144.4 ± 184 mg SSV L^{-1} y 2,022 ± 69 mg SSV L^{-1}). Estos datos confirman que los lotes a pH 7 y 9, registraron las mayores concentraciones de AGVs durante la fermentación,

manteniendo una producción de biomasa más rápida y constante desde el inicio del experimento.

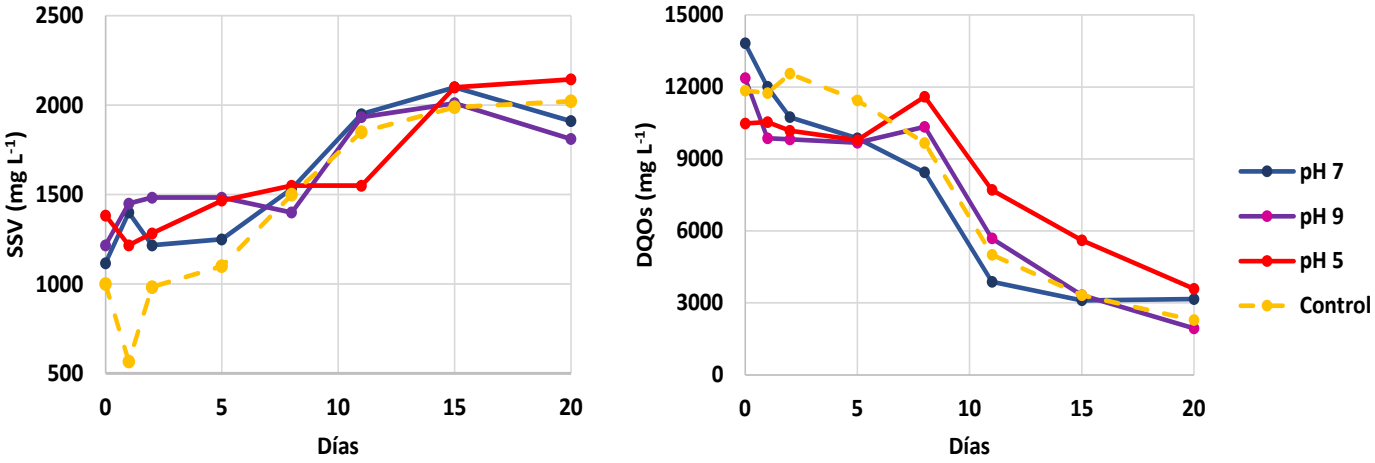


Figura 25. Crecimiento de biomasa PPBs y consumo de DQOs en sus diferentes tipos de sustratos agua residual de rastro fermentada (ARRF) a pH inicial 5, 7 y 9

En el control y en el lote a pH 5 se observó un decrecimiento en la biomasa el primer día, atribuido posiblemente a procesos de hidrólisis de materia orgánica compleja. Dado que el ARRF a pH 5 presentó una baja concentración inicial de AGVs, es probable que la hidrolisis liberara metabolitos que posteriormente fueron consumidos por las PPBs. Si bien, durante la fermentación el ARRF a pH 9 alcanzó una mayor concentración de AGVs en comparación con pH 7 (2700 vs. 2010 mg AGVs L^{-1}, respectivamente), ambos lotes presentaron un rendimiento de biomasa similar en el primer día. Para el día 15, todos los lotes (pH 5, 7 y 9), alcanzaron una concentración de biomasa similar, con un rendimiento promedio de 0.11 ± 27 g SSV/g DQO removida, similares a las obtenidas en Hulsen *et al.* (2016), 0.12 g SSV/g DQO removida.

Los resultados demuestran que el uso de sustratos como ARRF es una alternativa viable para el crecimiento de cultivos de PPBs. La operación sin agitación permitió la formación de una biopelícula sobre las paredes del reactor que mantuvo una actividad metabólica sostenida reflejada en la remoción de DQO y en la acumulación de biomasa.

Hulsen *et al.* (2014), observaron mayores rendimientos de biomasa (2.1 g SSV L^{-1}) y eficiencias de remoción de DQO (>85%) cuando el medio contenía acetato y

propionato generados durante la fase de fermentación. En esta investigación, la fermentación del ARR con control de pH inicial de 7 y 9 se obtuvieron las mayores concentraciones de ácido acético y propiónico. Sin embargo, aunque el sustrato fermentado a pH 9 presentó una mayor concentración total de AGV, los resultados indican que el pH 7 ofreció condiciones más estables para la proliferación de las PPBs. La operación sin agitación permitió la formación de una biopelícula sobre las paredes del reactor que mantuvo una actividad metabólica sostenida reflejada en la remoción de DQO y en la acumulación de biomasa.

De esta forma, se confirma que el uso de efluentes fermentados es un factor determinante para optimizar la productividad de biomasa rica en proteínas mediante el concepto de fotobiorrefinerías. La integración de una etapa acidogénica previa permite transformar las fracciones orgánicas complejas del efluente en compuestos de fácil asimilación para las PPBs, lo que no solo mejora la recuperación de subproductos de alto valor, sino que consolida una estrategia de tratamiento bajo el enfoque de economía circular.

11.4. Etapa 4: Crecimiento de PPBs con dos tipos de sustrato ARRF y ARRC

Con base en los resultados obtenidos en las etapas anteriores, se observó que los productos derivados de la fermentación acidogénica y la producción de biomasa de las PPBs presentaron comportamientos similares en los lotes alimentados con agua residual de rastro fermentada (ARRF) a pH 7 y pH 9. No obstante, los lotes con pH inicial de 7 mostraron una mayor estabilidad operativa, una producción de biomasa constante y un consumo sostenido de DQOs, por lo que se seleccionó este valor como condición óptima. Además, el pH natural del agua residual de rastro cruda (ARRC), cercano a 7 ± 0.2, permitió operar sin ajustes (sin adición de químicos adicionales), cual simplifica el proceso y reduce costos asociados al acondicionamiento del medio.

Por otra parte, los resultados obtenidos en la Etapa 2 indicaron que los cultivos sin agitación continua favorecieron el desarrollo de biopelícula, posiblemente debido a una mejor penetración de la radiación infrarroja y un microambiente más estable en

las paredes del reactor. Considerando este comportamiento, en la Etapa 3 se operaron los fotobiorreactores con una agitación lenta y constante de 100 RPM, con el fin de garantizar una homogeneidad del medio sin interferir con la formación de biopelícula. En ambos fotobiorreactores se emplearon ARRF y ARRC sin dilución, con el fin de evaluar el desempeño real de las PPBs bajo condiciones representativas del efluente generado en rastros.

11.4.1. Parámetros fisicoquímicos durante la experimentación

Se monitorearon los parámetros fisicoquímicos básicos al inicio y al final de cada ciclo experimental en ambos tratamientos y en el fermentador. La Tabla 18 presenta los valores de pH, temperatura y conductividad eléctrica (CE) registrados durante los 85 días de experimentación.

En los fotobiorreactores inoculados con PPBs y alimentados con ARRF y ARRC, el pH se mantuvo estable a lo largo de los ciclos, con variaciones mínimas entre el inicio y el final. Esta estabilidad es coherente con el metabolismo fotoheterotrófico y anoxigénico de las PPBs, el cual asimila sustratos (AGV, amonio y fosfatos) sin generar una acumulación neta de protones que acidifiquen el medio. En el reactor PPBs + ARRF, el ligero aumento del pH entre el inicio y el final del ciclo (IC 7.49 ± 0.21; FC 7.63 ± 0.25) puede asociarse a la asimilación de ácidos grasos volátiles (AGVs) principalmente acetato y propionato y a la incorporación de amonio durante la síntesis de biomasa, procesos que consumen protones y tienden a incrementar ligeramente el pH (Hülsen *et al.,* 2022; Capson-Tojo *et al.,* 2020; Jankowska *et al.,* 2015).

En contraste, en el reactor PPBs + ARRC el pH permaneció prácticamente sin variación (IC 7.55 ± 0.23; FC 7.55 ± 0.24), lo cual sugiere que el ARRC posee una mayor capacidad amortiguadora debido a su menor concentración inicial de AGVs y mayor alcalinidad residual; además, la conversión de materia orgánica en este sistema es más lenta y la asimilación de sustratos ocurre a un ritmo menor, evitando fluctuaciones significativas. Por el contrario, en el fermentador se observó una disminución del pH (IC 6.99 ± 0.13; FC 6.88 ± 0.17), comportamiento característico

de la fermentación acidogénica, donde la generación de AGVs reduce la alcalinidad del medio (Jankowska *et al.,* 2015; Jankowska *et al.,* 2017; Bengtsson *et al.,* 2008).

Tabla 18. Valores promedio de pH, temperatura (°C), y conductividad eléctrica (CE) en los dos fotobiorreactores (PPBs + ARRF y PPBs + ARRC) en cada momento (inicio y fin de ciclo) durante 85 días experimentales

Tipo de fotobiorreactor	Momento (ciclo 24 h)	pH	Temperatura (°C)	CE (mS/cm)
PPBs + ARRF	Inicio	7.49 ± 0.21	26.54 ± 3.90	4.87 ± 1.10
	Fin	7.63 ± 0.25	30.18 ± 3.84	5.03 ± 3.61
PPBs + ARRC	Inicio	7.55 ± 0.23	25.32 ± 2.74	4.66 ± 1.12
	Fin	7.55 ± 0.24	30.93 ± 2.44	4.57 ± 1.02
Fermentador	Inicio	6.99 ± 0.13	23.15 ± 2.20	5.04 ± 1.32
	Fin	6.88 ± 0.17	27.77 ± 2.16	5.18 ± 1.11

Respecto a la conductividad eléctrica (CE), los reactores con PPBs evidenciaron fluctuaciones mínimas, lo que sugiere que durante el ciclo no se generaron cambios sustanciales en la salinidad o en la concentración de sólidos disueltos totales. Este comportamiento es coherente con la asimilación de nutrientes característica de las PPBs, donde compuestos como el amonio, los fosfatos y los AGVs se incorporan directamente a la biomasa sin liberar subproductos iónicos significativos al medio. En contraste, el fermentador mostró un aumento ligero de la CE, comportamiento relacionado con la degradación de materia orgánica y la consecuente liberación de ácidos orgánicos y otros solutos durante la fase de fermentación.

11.4.2. Productividad diaria de biomasa en fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC

La Figura 26 muestra la productividad diaria de biomasa en mg SSV L^{-1} $día^{-1}$ en ambos sistemas a lo largo de 84 ciclos de operación continua. El cultivo suplementado con ARRF presentó una productividad significativamente más

estable, con valores que oscilaron entre 150 y 450 mg SSV L^{-1} $día^{-1}$. En contraste, el fotobiorreactor alimentado con ARRC mostró una alta variabilidad, con periodos sin crecimiento y ciclos con reducción de biomasa, seguido de picos esporádicos que superaron los 500 mg L^{-1} $día^{-1}$.

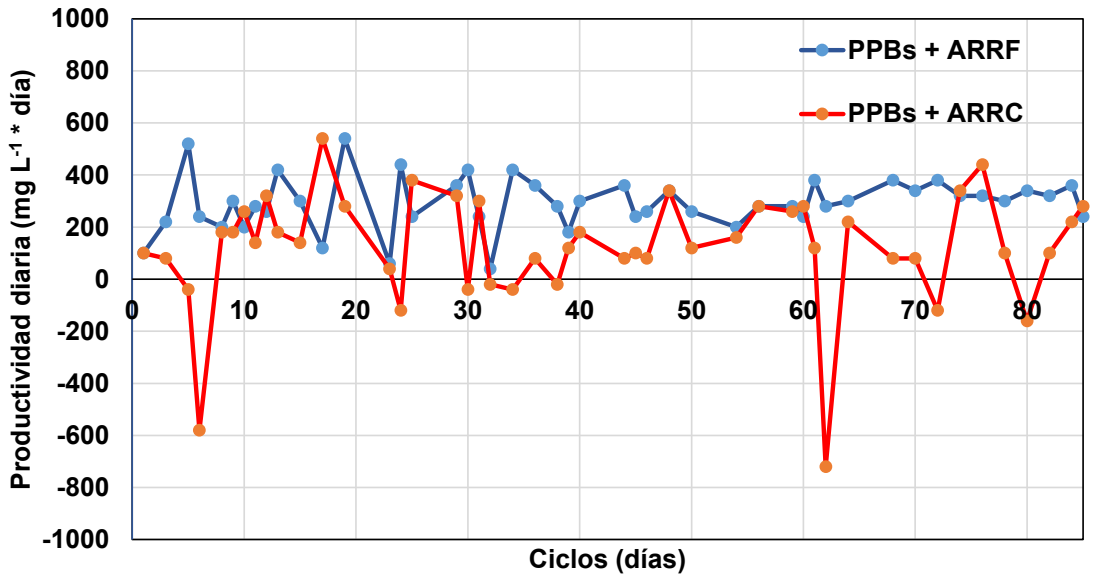


Figura 26. Productividad diaria de biomasa PPBs en ambos fotobiorreactores alimentados con sustrato de ARRF y ARRC durante 85 días de operación

La estabilidad observada en el tratamiento con ARRF coincide con la disponibilidad constante de sustratos solubles (principalmente AGVs), lo cual favorece la reproducción continua de PPBs. Por el contrario, el ARRC depende de procesos de hidrólisis y fermentación interna, generando crecimiento intermitente.

El fotobiorreactor SBR alimentado con ARRF mostró una mayor producción de biomasa, con un crecimiento diario promedio de 292.7 ± 102.4 mg SSV L^{-1} $día^{-1}$, en comparación con el fotobiorreactor SBR alimentado con ARR sin fermentar, que presentó un crecimiento promedio de 120 ± 221.5 mg SSV L^{-1} $día^{-1}$ durante los 85 días de experimentación. En términos porcentuales, la producción de biomasa en el fotobiorreactor alimentado con ARRF fue aproximadamente 144 % mayor (2.4 veces) que en el fotobiorreactor alimentado con ARRC.

Además, el fotobiorreactor alimentado con ARRF mantuvo una concentración inicial de 2017 ± 649 mg SSV L^{-1} y, al finalizar cada ciclo de operación (24 h), alcanzó una concentración promedio de 2310 ± 649 mg SSV L^{-1}, lo que corresponde a un incremento de aproximadamente 14.5 % por ciclo. En contraste, el fotobiorreactor alimentado con ARR sin fermentar inició con una concentración de 2328 ± 645 mg SSV L^{-1} y finalizó con 2445 ± 653 mg SSV L^{-1}, representando un incremento cercano al 5.0 % por ciclo de 24 horas, con mayor variabilidad e inestabilidad en la biomasa.

La evolución de SSV durante el ciclo de 24 h (Figura 27) muestra que las PPBs cultivadas con ARRF alcanzaron un incremento máximo cercano a 1,950 mg SSV L^{-1}, mientras que las cultivadas con ARRC llegaron a aproximadamente 1,880 mg SSV L^{-1}. Aunque ambos tratamientos parten de concentraciones similares (~1,550–1,600 mg SSV L^{-1}), el crecimiento con ARRF es más rápido y consistente, especialmente entre las 6 y 14 horas, donde supera a ARRC por 100–200 mg SSV L^{-1}. Este comportamiento indica una mayor accesibilidad del carbono en ARRF debido a la presencia de AGVs y compuestos solubles generados durante la fermentación.

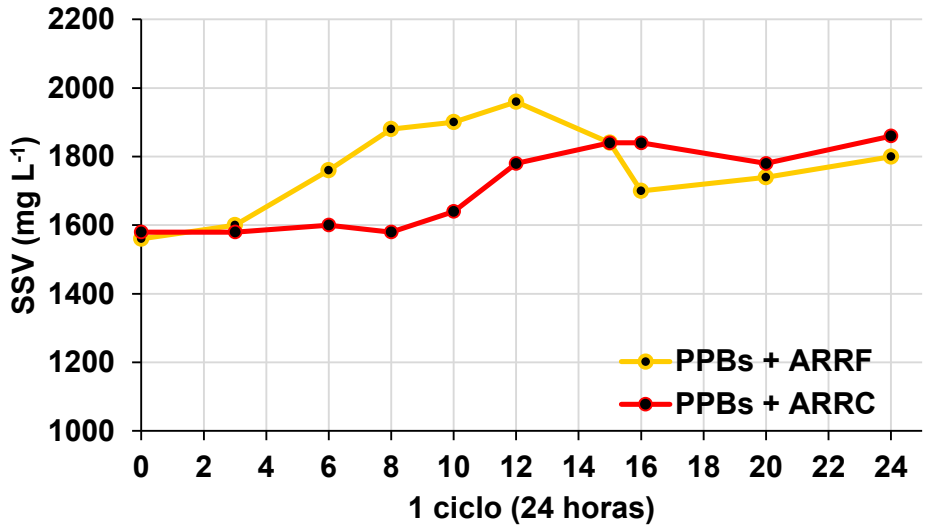


Figura 27. Crecimiento de biomasa durante (24 h) en ambos fotobiorreactores alimentados con sustrato de ARRF y ARRC

Los resultados obtenidos en este estudio, donde el fotobiorreactor alimentado con ARRF presentó una productividad de biomasa aproximadamente 2.4 veces mayor que el alimentado con ARRC, ambos resultados son congruentes con lo reportado en la literatura. Diversos autores han documentado que las PPBs presentan mayores tasas de crecimiento y rendimientos de biomasa cuando son alimentadas con sustratos previamente fermentados o ricos en AGVs. Esto se debe a la mayor disponibilidad de carbono soluble y a la eliminación de etapas limitantes asociadas a la hidrólisis de materia orgánica compleja (Puyol *et al.,* 2017; Hülsen *et al.,* 2020; Jankowska *et al.,* 2017; Presti *et al.,* 2021; Mesa *et al.,* 2024).

11.4.3. Rendimiento (Y) diario producido en fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC

El rendimiento (Y) se calculó a partir de la relación entre la biomasa generada, medida como sólidos suspendidos volátiles (SSV), y la cantidad de materia orgánica consumida, expresada como DQOs. Dado que ambas variables se expresan en unidades de concentración (mg L^{-1}), el cociente resultante es adimensional y puede interpretarse directamente como gramos de biomasa producida por gramo de DQOs consumida, de acuerdo con la siguiente expresión:

$$Y = \frac{\textbf{Biomasa producida (g SSV)}}{\textbf{DQOs consumida (g DQOs)}}$$

donde:

- **Biomasa producida (g SSV):** Incremento de biomasa entre el inicio y el final de cada ciclo del SBR (g SSV L^{-1}),
- **DQOs consumida (g DQOs):** Consumo de materia orgánica expresado como cambio en la DQOs durante el ciclo (mg DQO L^{-1}).

En el fotobiorreactor alimentado con ARRF, el valor promedio de Y fue de 0.15 ± 0.69 g SSV/g DQOs, presentando variabilidad moderada y manteniendo rendimientos positivos en la mayoría de los ciclos, manteniendo una estabilidad para el día 40 de experimentación. Este comportamiento es característico de sistemas alimentados con compuestos solubles como los AGVs, lo que asegura un proceso

estable. Estos valores coinciden con los reportados para PPBs bajo condiciones fotoheterotróficas alimentadas con acetato, propionato u otros AGVs, donde se han observado rendimientos entre 0.1 y 0.6 g g^{-1} (Capson-Tojo *et al.,* 2021; Hülsen *et al.,* 2020; Alloul *et al.,* 2019). La estabilidad en el rendimiento refleja que las PPBs utilizan eficientemente los AGVs y mantienen rutas metabólicas coherentes, lo que posiciona al ARRF como un sustrato adecuado para procesos biotecnológicos orientados a la síntesis de biomasa y proteína microbiana.

En contraste, el reactor alimentado con ARRC presentó un rendimiento promedio de 0.39 ± 2.04 g SSV/g DQOs. Aunque este valor es significativamente superior al observado con ARRF, pero inestable durante toda la experimentación. Los ciclos con valores negativos y positivos extremos, incluyendo rendimientos superiores a 2 g g^{-1} cuando se consideran solo los ciclos positivos ($Y^{+} \approx 2.04$), evidencia que la biomasa no responde de forma lineal al consumo de DQOs (Figura 28). Este fenómeno ha sido descrito en estudios que trabajan con aguas residuales cárnicas ricas en proteínas, lípidos y sólidos orgánicos, donde parte del carbono y nitrógeno generan rendimientos “aparentemente altos” debido a la asimilación de fracciones particuladas o compuestos orgánicos no cuantificados en la fracción soluble de la DQO (Jankowska *et al.,* 2017; Dahiya *et al.,* 2015; Sepúlveda-Muñoz *et al.,* 2022). De acuerdo con Capson-Tojo *et al*. (2020), los sustratos complejos promueven respuestas metabólicas altamente variables que pueden inducir tanto crecimiento rápido como pérdida de biomasa dependiendo de la disponibilidad inmediata de compuestos fácilmente degradables.

Esto demuestra que los sustratos ricos en AGVs favorece un proceso metabólicamente eficiente y más estable, mientras que el ARRC ofrece un potencial energético alto pero impredecible, sujeto a oscilaciones abruptas. Estos patrones coinciden con lo descrito por Hülsen *et al.* (2020), quienes señalan que la heterogeneidad de las aguas residuales de origen animal dificulta el control operativo y genera rendimientos fluctuantes en consorcios fotoheterotróficos.

Desde la perspectiva biotecnológica, los resultados confirman que los cultivos de PPBs son particularmente sensibles a la naturaleza del sustrato. El ARRF, al estar

compuesto mayoritariamente por AGVs solubles, permite maximizar la eficiencia del metabolismo fotoheterotrófico y reduce la incertidumbre operacional, mientras que el ARRC requiere fermentación acidogénica para evitar inestabilidades y pérdidas de biomasa.

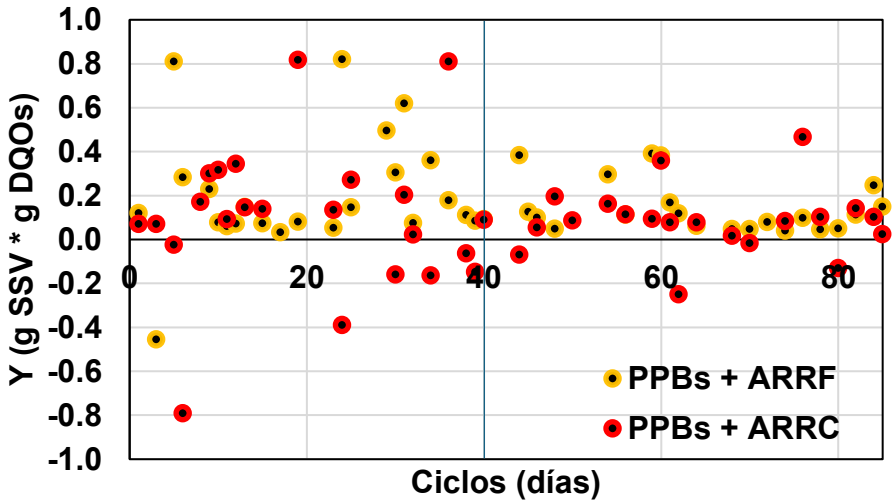


Figura 28. Rendimiento (Y) diario producido en fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC

11.4.4. Metabolitos obtenidos durante la fermentación del agua residual de rastro cruda, durante los 85 días de experimentación

La fermentación del ARRC alcanzó una producción promedio de AGVs de 1651.6 ± 684.6 mg L^{-1} durante los 85 días de operación Tabla 19. Aunque el agua residual utilizada a lo largo de la experimentación varió en su composición, debido a fluctuaciones propia del proceso de sacrificio (a partir del ciclo 43 tanto el fotobiorreactor con PPBs + ARRC y el reactor fermentador fueron alimentados con aguas residuales, del mismo rastro. El sistema opero a una carga estable (3.5 kg DQO kg^{-1} SST $día^{-1}$), reflejada en el aumento de AGVs totales desde 1038.2 mg L^{-1} (día 44) hasta 2390.1 mg L^{-1} (día 84). Esto indica que, a pesar de la variabilidad inicial del sustrato, la carga orgánica disponible fue suficiente para sostener rutas fermentativas activas.

El ácido propiónico fue el metabolito dominante (469.2 ± 195.5 mg L^{-1}), seguido del acético (353.5 ± 121.4 mg L^{-1}) y del butírico (310.4 ± 145.6 mg L^{-1}), en conjunto

estos representaron más del 67 % de los AGVs totales. Este perfil es consistente con las fermentaciones de residuos cárnicos reportadas por Plácido y Zhang (2018), donde la degradación de proteínas favorece la generación de propionato y ácidos ramificados. La presencia de isobutírico (209.6 ± 84.4 mg L^{-1}) e isovalérico (226.7 ± 80.4 mg L^{-1}) confirma rutas fermentativas asociadas a la degradación de aminoácidos, tal como han reportado Jankowska *et al.* (2017).

Los valores obtenidos se encuentran dentro de los rangos informados para residuos proteicos (1000–2500 mg L^{-1}), señalado por Presti *et al.* (2021), demostrando que las ARRC posee un alto potencial acidogénico. Así mismo, la acumulación de ácido acético y propiónico es relevante para procesos posteriores con PPBs, ya que estos compuestos son sustratos preferidos por los consorcios facilitando un mayor rendimiento en biomasa según lo reportado por Hülsen *et al.* (2020).

En conjunto, los resultados indican que, a pesar de la variación en la concentración del agua residual durante los primeros días, el sistema mantuvo la capacidad de convertir eficientemente la materia orgánica en AGVs, alcanzando concentraciones comparables a las descritas en la literatura para residuos cárnicos de alta biodegradabilidad.

Tabla 19. Metabolitos obtenidos durante la fermentación acidogénica

Metabolitos (mg L^{-1})	**Ciclos (día)**			**Promedio por metabolito (mg L^{-1})**		
	44	**67**	**84**			
acético	227.1	363.9	469.4	353.5	±	121.4
propiónico	270.5	475.9	661.4	469.2	±	195.5
isbutírico	134.3	193.6	300.8	209.6	±	84.4
butírico	180.7	282.7	467.8	310.4	±	145.6
isovalérico	155.6	210.6	314.0	226.7	±	80.4
valérico	70.0		176.7	123.3	±	75.5
hexanoico			0.7	0.7		
AGVs Total	**1038.2**	**1526.6**	**2390.1**	**1651.6**	**±**	**684.6**

11.4.5. Obtención de proteínas en los fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC

El contenido de proteína en la biomasa de PPBs mostró valores promedio similares entre ambos sustratos: 32.8 % para ARRF y 34.6 % para ARRC (Tabla 20). Aunque el valor promedio fue ligeramente mayor en ARRC, la dispersión fue también más elevada (desviación estándar de 8.9 % frente a 6.4 % en ARRF), lo que indica una mayor inestabilidad en la composición celular cuando las PPBs fueron alimentadas con agua residual sin fermentar.

El rango de proteína obtenido en este estudio (aprox. 20–45 %) coincide con los valores reportados en la literatura para biomasa de PPBs cultivadas en aguas residuales agroindustriales. Hülsen *et al.* (2020) señalan que la biomasa de PPBs puede contener entre 30 y 60 % de proteína, dependiendo del tipo de sustrato y de la disponibilidad de carbono y nitrógeno soluble. Asimismo, estudios con aguas residuales ricas en compuestos nitrogenados, como las de rastro, tienden a generar biomasa con un contenido proteico entre 35 y 50 %, especialmente cuando existe abundancia de AGVs y nitrógeno amoniacal (Puyol *et al.,* 2017).

En este trabajo, la menor variabilidad observada con ARRF sugiere una composición celular más estable, probablemente asociada a la mayor biodisponibilidad de compuestos solubles provenientes de la fermentación previa, lo cual favorece la síntesis proteica de manera más uniforme. Por el contrario, el uso de ARRC expuso a las PPBs a un sustrato más variable y menos accesible, lo cual se reflejó en fluctuaciones mayores en el porcentaje de proteína, coherentes con la dinámica metabólica dependiente de la tasa de hidrólisis interna.

En síntesis, ambos sustratos produjeron biomasa con contenido proteico dentro de los rangos esperados, no obstante, el ARRF permitió un comportamiento más estable, mientras que ARRC mostró valores máximos ligeramente superiores, aunque más variables. Estos resultados refuerzan que la fermentación previa del sustrato contribuye a estabilizar la composición celular de las PPBs, aun cuando el contenido final de proteína sea relativamente similar.

Tabla 20. Comparación del contenido de proteína en biomasa de PPBs cultivadas con agua ARRF y ARRC

Parámetro %	PPBs + ARRF	PPBs + ARRC
Proteína en seco	32.8 ± 6.4	34.6 ± 8.9
Rango de producción	21.9 – 41.5	19.7 – 44.9
Tendencia general	Más estable; variación moderada	Mayor variabilidad; valores máximos más altos

El porcentaje de proteína en seco medidos en ambos sustratos (ARRC y ARRF) mostraron diferencias notables: 17.6 ± 0.1 % en ARRF frente a 36.9 ± 4 % en ARRC. Esta diferencia puede atribuirse a la naturaleza físicoquímica de los sustratos. El ARRF, al haber sido sometida a proceso de fermentación acidogénica, presenta una fracción de sólidos significativamente reducida debido a la solubilización de proteínas, lípidos y carbohidratos durante la hidrólisis. Este fenómeno ha sido discutido por autores como Jankowska *et al.* (2017) quien señala que la fermentación disminuye la proporción de sólidos suspendidos al transformar macromoléculas en compuestos solubles como los AGVs.

Por el contrario, el ARRC conserva una fracción elevada de sólidos orgánicos no hidrolizados, incluyendo restos de grasa, fibras musculares, tejidos blandos y partículas de carne, lo que explica el mayor porcentaje de proteína cuantificado en este sustrato. Estudios sobre aguas residuales de rastro indican que la fracción proteica puede sobreestimarse cuando no se separan adecuadamente los sólidos gruesos y las partículas provenientes del sacrificio, ya que estos materiales contienen proteínas estructurales que no son inmediatamente biodisponibles para el metabolismo microbiano (Plácido & Zhang, 2018; Atchala *et al.,* 2025).

Bajo estas condiciones, es probable que la proteína registrada en el reactor PPBs + ARRC incluya no solo la proteína propia de la biomasa microbiana, sino también

proteína residual proveniente del sustrato sin fermentar. Esto se debe a que los métodos convencionales de cuantificación (Kjeldahl) no distinguen entre proteína microbiana y proteínas asociadas a sólidos orgánicos remanentes. Puyol *et al.* (2017) y Hülsen *et al.* (2020) advierten que en cultivos alimentados con aguas residuales crudas la medición de proteína puede verse afectada por la presencia de materiales insolubles y compuestos nitrogenados de origen no microbiano.

Bajo las condiciones evaluadas, el sistema alimentado con agua residual de rastro fermentada (ARRF) presentó una producción promedio de biomasa seca de PPBs de 0.1347 ± 0.077 g SSV/g DQOs consumida, con un contenido proteico promedio de 32.8 %, lo que confirma el potencial de las PPBs para transformar materia orgánica residual en biomasa rica en proteína. Por lo que, en 1 g de biomasa seca, 0.328 g corresponden a proteína.

Considerando que por cada litro de agua residual tratada con PPBs se pueden obtener aproximadamente 4.6 ± 0.9 g de biomasa seca, se estima una producción potencial cercana a 1.5 g proteína por litro. Es decir, cada litro de agua residual fermentada tratada mediante PPBs podría generar aproximadamente 1.5 ± 0.3 g de proteína microbiana. Comparativamente, un huevo de gallina contiene alrededor de 6–7 g de proteína; por lo tanto, aproximadamente 4 litros de agua residual de rastro fermentada tratada con PPBs podrían producir una cantidad de proteína equivalente a la contenida en un huevo.

Estos resultados demuestran que las aguas residuales de rastro fermentadas no solo representan un efluente de alta carga contaminante, sino también una fuente potencial para la recuperación de biomasa microbiana con valor agregado, fortaleciendo el enfoque de economía circular y valorización de residuos mediante PPBs.

11.4.6. Remoción de Nitrógeno y Fosforo en los fotobiorreactores alimentados con ARRF y ARRC

Los resultados muestran diferencias significativas en el comportamiento del NTK entre el ARRF y el ARRC. En el caso de ARRF, el NTK inicial fue de 1258.1 ± 86.5 mg L^{-1} y disminuyó hasta 984.2 ± 416.9 mg L^{-1}, lo que representa una remoción

promedio de 273.9 ± 347.9 mg L^{-1}, equivalente a aproximadamente 22 %. Esta magnitud de remoción indica que la fermentación previa facilitó los procesos de desaminación y solubilización de proteínas, incrementando la biodisponibilidad de nitrógeno para su asimilación por las PPBs durante el ciclo de tratamiento.

En contraste, en el sistema con ARRC el NTK inicial (1078.2 ± 361.6 mg L^{-1}) se redujo únicamente a 1024.7 ± 385.0 mg L^{-1}, con una remoción de solo 53.5 ± 38.9 mg L^{-1} (≈ 5 %). Esta diferencia evidencia que la materia orgánica nitrogenada en ARRC permanece en forma compleja y menos biodisponible, cuya transformación está limitada por la hidrólisis microbiana, la cual es insuficiente bajo el tiempo de residencia seleccionado que en este caso fue de 24 h Tabla 21.

Tabla 21. Remoción del NTK en sus diferentes tratamientos durante la experimentación

PARÁMETRO	PPBs + ARRF (mg L^{-1})	PPBs + ARRC (mg L^{-1})
NTK inicio del ciclo	1258.1 ± 86.5	1078.2 ± 361.6
NTK final del ciclo	984.2 ± 416.9	1024.7 ± 385.0
Remoción promedio	273.9 ± 347.9	53.5 ± 38.9
Remoción (%) aproximada	≈ 22 %	≈ 5 %
NTK en ARRF y ARRC	1788.7 ± 154.4	616.3 ± 102.9

La variabilidad observada en ambos sistemas refleja las fluctuaciones inherentes del agua residual de rastro, especialmente durante la fase inicial del muestreo; no obstante, los valores se mantuvieron dentro del rango reportado para residuos cárnicos (800 - 3000 mg L^{-1}). La mayor eficiencia observada en ARRF coincide con lo descrito por Jankowska *et al.* (2017) y Plácido & Zhang *et al.* (2018), quienes reportan que la solubilización previa de proteínas incrementa la biodegradabilidad del nitrógeno orgánico y acelera su conversión.

Finalmente, el NTK medido en los sustratos mostró valores significativamente diferentes: 1788.7 ± 154.4 mg L^{-1} en ARRF frente a 616.3 ± 102.9 mg L^{-1} en ARRC. Este cambio indica una mayor liberación, solubilización y transformación de compuestos nitrogenados en el sustrato fermentado, lo cual es coherente con el mayor crecimiento microbiano observado en el sistema alimentado por ARRF, donde la disponibilidad de nitrógeno soluble favorece la asimilación por parte de las PPBs.

En el caso del fósforo medido como ortofosfato ($P\text{-}PO_4^{3-}$), los resultados obtenidos muestran diferencias claras en la dinámica de $P\text{-}PO_4^{3-}$ entre ambos sistemas. En el cultivo alimentado con ARRF, la concentración inicial de $P\text{-}PO_4^{3-}$ fue de 81.3 ± 14.7 mg L^{-1}, disminuyendo a 46.1 ± 14.0 mg L^{-1}, lo que representa una remoción promedio de 35.1 ± 6.2 mg L^{-1} (≈ 43 %). En contraste, el sistema alimentado con ARRC presentó una concentración de $P\text{-}PO_4^{3-}$ inicial significativamente menor (51.7 ± 6.3 mg L^{-1}) y una concentración final de 34.5 ± 7.3 mg L^{-1}, con una remoción de 17.2 ± 5.5 mg L^{-1} (≈ 33 %), Tabla 22.

Tabla 22. Remoción del $P\text{-}PO_4^{3-}$ en sus diferentes tratamientos durante la experimentación

PARÁMETRO	PPBs + ARRF (mg L^{-1})	PPBs + ARRC (mg L^{-1})
$P\text{-}PO_4^{3-}$ inicio del ciclo	81.3 ± 14.7	51.7 ± 6.3
$P\text{-}PO_4^{3-}$ final del ciclo	46.1 ± 14	34.5 ± 7.3
Remoción promedio	35.1 ± 6.2	17.2 ± 5.5
Remoción (%) aproximada	≈ 43 %	≈ 33 %
$P\text{-}PO_4^{3-}$ en ARRF y ARRC	127.3 ± 16	53 ± 2

Aunque ambos sistemas lograron reducir el fósforo, la magnitud absoluta de remoción fue aproximadamente el doble en ARRF, lo cual guarda una correlación directa con el mayor crecimiento de biomasa registrado. Esto tiene fundamento

bioquímico claro: una tasa de crecimiento microbiano elevada incrementa la asimilación de fósforo celular, ya que el $P\text{-}PO_4^{3-}$ es un componente esencial en la síntesis de ácidos nucleicos ADN/ARN, ATP, fosfolípidos de membrana y diversos cofactores metabólicos. La literatura especializada indica que la remoción de fósforo por parte de las PPBs depende principalmente de la tasa de crecimiento y de la disponibilidad de carbono soluble, lo que explica el mejor desempeño del sistema con ARRF (Hülsen *et al.,* 2020; Puyol *et al.,* 2017).

En conjunto, los resultados demuestran que el pretratamiento fermentativo no solo solubiliza el carbono, sino que optimiza la remoción de fósforo al potenciar la actividad metabólica y el crecimiento de las PPBs. El sistema alimentado con ARRF mostró una mayor capacidad de asimilación, menor variabilidad y una remoción más consistente que el sistema con ARRC.

11.5. Calidad del efluente y perspectivas de aprovechamiento dentro de un esquema de economía circular

Los resultados obtenidos en este estudio demuestran que el proceso evaluado está orientado principalmente a la recuperación de recursos y la valorización de la materia orgánica contenida en el agua residual de rastro Tipo Inspección Federal (TIF), más que a la generación directa de un efluente apto para descarga o reúso. En este sentido, el sistema propuesto debe considerarse como una etapa dentro de un esquema integral de tratamiento, cuyo objetivo principal es la producción de biomasa microbiana con potencial proteico mediante el uso de bacterias fototróficas púrpuras (PPBs), bajo los principios de la economía circular.

Este enfoque se encuentra alineado con lo establecido en la Ley General de Economía Circular 2026 (LGEC), la cual define los Mecanismos Directos de Circularidad como la aplicación de principios, criterios, medidas, instrumentos, procesos, estrategias y acciones orientadas a mantener el valor de los materiales y recursos dentro de los sistemas productivos durante el mayor tiempo posible. En particular, para el caso de los residuos, la LGEC contempla acciones de recuperación, tratamiento, reciclaje y valorización. Asimismo, para ambas etapas del ciclo de vida de los materiales y residuos, promueve estrategias como el

aprovechamiento, la reutilización y el diseño circular. Bajo este marco conceptual, el agua residual generada en rastros puede dejar de concebirse exclusivamente como un desecho que requiere disposición o tratamiento final, para ser considerada una fuente potencial de recursos, nutrientes y materia orgánica susceptible de transformación en productos de valor agregado.

Respecto a la calidad del agua residual final, los resultados indican una reducción importante de la carga orgánica y de algunos nutrientes, particularmente en el sistema alimentado con agua residual de rastro fermentada. Sin embargo, el efluente obtenido no cumple por sí solo con los límites máximos permisibles establecidos para descarga en cuerpos receptores nacionales conforme a la NOM-001-SEMARNAT-2021. No obstante, debido a las remociones alcanzadas, es posible que pueda cumplir con los criterios establecidos en la NOM-002-SEMARNAT-1996 para descargas a sistemas de alcantarillado urbano o municipal, dependiendo de las características específicas del efluente y de las condiciones de descarga autorizadas.

Es importante señalar que las descargas de aguas residuales provenientes de rastros TIF se encuentran reguladas por la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), la Comisión Nacional del Agua (CONAGUA) y el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA), quienes establecen los requisitos ambientales y sanitarios aplicables según el destino final del agua tratada.

Por lo anterior, la calidad del efluente debe evaluarse no únicamente desde una perspectiva de cumplimiento normativo, sino también considerando su función dentro de un esquema integral de tratamiento. Bajo este enfoque, el proceso desarrollado puede actuar como una etapa de pretratamiento o tratamiento secundario especializada en la recuperación y valorización de recursos contenidos en el agua residual, permitiendo transformar parte de la materia orgánica y los nutrientes en biomasa con valor agregado. Estos recursos recuperados pueden ser aprovechados dentro de los propios rastros o incorporados a otras cadenas productivas, contribuyendo a la reducción de costos operativos, la generación de

valor económico y la implementación de estrategias de economía circular. Asimismo, el efluente resultante puede ser sometido posteriormente a procesos complementarios, tales como tratamientos aerobios, fisicoquímicos o de pulimiento avanzado, con el fin de alcanzar los criterios de calidad requeridos para su descarga o reúso conforme a la normatividad aplicable.

En conclusión, el proceso desarrollado no pretende sustituir un sistema convencional de tratamiento de aguas residuales, sino complementarlo mediante la transformación de una corriente residual de alta carga orgánica en productos de valor agregado. Al mismo tiempo, contribuye a la reducción parcial de la carga contaminante y mejora las condiciones del agua para tratamientos posteriores, integrando los principios de recuperación, tratamiento, aprovechamiento y valorización establecidos en la Ley General de Economía Circular. Por tanto, el éxito del proceso no debe evaluarse exclusivamente en función del cumplimiento normativo del efluente final, sino también por su capacidad para recuperar nutrientes y generar biomasa de valor agregado, reduciendo simultáneamente la carga contaminante del agua residual y contribuyendo al desarrollo de sistemas de tratamiento más sostenibles.

12. IMPACTO CIENTÍFICO, TECNOLÓGICO Y SOCIAL DE LA INVESTIGACIÓN

La presente investigación resalta la importancia de la participación de profesionistas en Ciencias del Agua en el desarrollo de alternativas innovadoras para el tratamiento y aprovechamiento de aguas residuales. La formación multidisciplinaria en esta área permitió integrar conocimientos de calidad del agua, microbiología, procesos biotecnológicos, ingeniería ambiental y sostenibilidad, haciendo posible evaluar no solo la remoción de contaminantes, sino también la recuperación de subproductos con valor agregado mediante bacterias fototróficas púrpuras (PPBs).

Asimismo, este trabajo demuestra que las Ciencias del Agua desempeñan un papel fundamental en la transición hacia modelos de economía circular, donde las aguas residuales dejan de considerarse únicamente un desecho y se convierten en una fuente potencial de nutrientes, biomasa y recursos aprovechables, contribuyendo a la seguridad alimentaria, la recuperación de recursos y la reducción de impactos ambientales.

La relevancia científica y tecnológica de esta investigación ha sido reconocida tanto a nivel nacional como internacional. Los resultados obtenidos dieron origen al proyecto ganador del Premio Estatal Juvenil del Agua 2023, otorgado por la Comisión Estatal del Agua de Guanajuato (CEAG) en la categoría de Innovación y Emprendimiento Tecnológico para nivel superior y posgrado. Asimismo, los avances de esta investigación fueron presentados en foros científicos internacionales especializados en agua y recuperación de recursos, entre ellos la *2nd Canadian IWA Young Water Professionals Conference* (Vancouver, Canadá, 2023), donde la ponencia titulada *“Resource Recovery of Value-Added Products from Slaughterhouse Wastewater and Purple Phototrophic Bacteria”* obtuvo el reconocimiento a la segunda mejor presentación oral. De igual forma, los resultados fueron expuestos en la *1st International Conference on Novel Photorefineries for Resource Recovery* (PHOTOREFINERIES 2024) celebrada en Valladolid, España, mediante la ponencia “*Recovery of By-products with Added Value from Fermented Slaughterhouse Wastewater and Purple Phototrophic Bacteria”*. Además, el

conocimiento generado ha permitido su transferencia y difusión en el sector productivo mediante la participación como ponente en el VI Curso de Rastros en Vigilancia Epidemiológica, Inocuidad y Temas de Interés (Guanajuato, México, 2025), con la conferencia “Gestión Integral y Tratamiento de Aguas Residuales de Rastros Municipales hacia una Operación Sanitaria y Ambientalmente Responsable”.

13. CONCLUSIONES

En la Etapa 1, el pH influyó en la producción de AGVs durante la fermentación, obteniéndose las mayores concentraciones a pH 7 y 9 y las menores a pH 5. En ambos tipos de agua residual predominaron el ácido acético y el ácido propiónico. En la Etapa 2, la alimentación con ARS fermentada a pH 7 y 9 favoreció el crecimiento de las PPBs, mientras que la ausencia de agitación promovió la formación de biopelícula y la acumulación de biomasa. En la Etapa 3, la alimentación con ARRC fermentada a pH 7 y 9 produjo concentraciones similares de biomasa; sin embargo, el sistema alimentado con sustrato fermentado a pH 7 presentó mayor estabilidad. Finalmente, en la Etapa 4, la alimentación con ARRC fermentada incrementó 2.4 veces la productividad de biomasa respecto al ARRC sin fermentar. Este desempeño se reflejó en un incremento de biomasa del 14.5 % por ciclo de 24 h, frente al 5 % obtenido con ARRC, además de mayores eficiencias de remoción de nutrientes (22 % de NTK y 43 % de PO_4^{3-}, frente a 5 % y 33 %, respectivamente). Aunque el contenido proteico fue similar en ambos sistemas, la fermentación previa del sustrato favoreció el incremento de la biomasa de las PPBs y mejoró el aprovechamiento de los nutrientes, demostrando el potencial de esta estrategia para la valorización de aguas residuales bajo un enfoque de bioeconomía circular.

14. RECOMENDACIONES FUTURAS

- Se recomienda operar la fermentación acidogénica a pH 7, ya que esta condición favoreció la mayor producción y estabilidad de AGVs. Asimismo, se sugiere optimizar el tiempo de retención del reactor SBR y monitorear la evolución temporal de los metabolitos fermentativos en el sustrato, con el propósito de maximizar la acumulación de AGVs y su aprovechamiento durante el cultivo de PPBs.
- Se recomienda profundizar en la identificación de los AGVs o combinaciones de AGVs que promuevan el crecimiento estable de las PPBs y una mayor producción de biomasa con alto contenido proteico.
- Se recomienda optimizar parámetros operativos como la relación C/N, la concentración de AGVs, los regímenes de iluminación infrarroja y las estrategias de alimentación para mejorar la estabilidad y productividad del proceso.
- Finalmente, se recomienda realizar estudios de factibilidad técnica, económica y ambiental que permitan evaluar la implementación del proceso a escala real y su potencial como alternativa sostenible para el tratamiento y valorización de aguas residuales agroindustriales.

15. REFERENCIAS

Alloul, A., Wuyts, S., Lebeer, S., & Vlaeminck, S. (2019*). Volatile fatty acids impacting phototrophic growth kinetics of purple bacteria: Paving the way for protein production on fermented wastewater. Water Research, 152*, 138–147. https://doi.org/10.1016/j.watres.2018.12.025

Alloul, A., Wille, M., Lucenti, P., Bossier, P., Van Stappen, G., & Vlaeminck, S. E. (2020). *Purple bacteria as added-value protein ingredient in shrimp feed: Litopenaeus vannamei growth performance, and tolerance against Vibrio and ammonia stress*. *bioRxiv*. https://doi.org/10.1101/2020.02.25.964007

Alloul, A., Wille, M., Lucenti, P., Bossier, P., Van Stappen, G., & Vlaeminck, S. E. (2021). *Purple bacteria as added-value protein ingredient in shrimp feed: Penaeus vannamei growth performance, and tolerance against Vibrio and ammonia stress. Aquaculture, 530*, 735788. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735788

Almeida, J. R., Serrano León, E., Rogalla, F., Fradinho, J. C., Oehmen, A., & Reis, M. A. M. (2024). *Polyhydroxyalkanoates production in purple phototrophic bacteria ponds: A breakthrough in outdoor pilot-scale operation. Science of the Total Environment, 912*, 168899. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.168899

Anuoluwapo, O. (2024). *Volatile fatty acids recovery through anaerobic co-fermentation of food wastes and swine sediments* (Doctoral dissertation). University of Kansas. *ProQuest Dissertations & Theses Global*. (No. 31561458).

Asunis, F., Cappai, G., Carucci, A., De Gioannis, G., Dessì, P., Muntoni, A., Polettini, A., Pomi, R., Rossi, A., Spiga, D., & Trois, C. (2022). *Dark fermentative volatile fatty acids production from food waste: A review of the potential central role in waste biorefineries. Waste Management & Research, 40*, 1571–1593. https://doi.org/10.1177/0734242X221103940

Atchala, M. S. R., Rao, P. V., Pilli, S., Pawar, A., Ganiga, R., & Tyagi, R. D. (2025). *Pre-treatment and post-treatment strategies for enhancing anaerobic digestion in poultry slaughterhouse wastewater management. Sustainable Chemistry for the Environment, 9*, 100199. https://doi.org/10.1016/j.scenv.2024.100199

Batstone, D. J., Hülsen, T., Mehta, C. M., & Keller, J. (2015). *Platforms for energy and nutrient recovery from domestic wastewater: A review. Chemosphere, 140*, 2–11. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2014.10.021

Bengtsson, S., Hallquist, J., Werker, A., & Welander, T. (2008). *Acidogenic fermentation of industrial wastewaters: Effects of chemostat retention time and pH on volatile fatty acids production. Biochemical Engineering Journal, 40*(3), 492–499. https://doi.org/10.1016/j.bej.2008.02.004

Blansaer, N., Alloul, A., Verstraete, W., Vlaeminck, S. E., & Smets, B. F. (2022). *Aggregation of purple bacteria in an upflow photobioreactor to facilitate solid/liquid separation: Impact of organic loading rate, hydraulic retention time and water composition*. *Bioresource Technology, 348*, 126806. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.126806

Bustillo-Lecompte, C. F., & Mehrvar, M. (2015). *Slaughterhouse wastewater characteristics, treatment, and management in the meat processing industry: A review on trends and advances. Journal of Environmental Management, 161*, 287–302. https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2015.07.008

Capson-Tojo, G., Batstone, D. J., Grassino, M., Vlaeminck, S. E., Puyol, D., Verstraete, W., Kleerebezem, R., Oehmen, A., Ghimire, A., Pikaar, I., Lema, J. M., & Hülsen, T. (2020). *Purple phototrophic bacteria for resource recovery: Challenges and opportunities. Biotechnology Advances, 43*, 107567. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2020.107567

Capson-Tojo, G., Lin, S., Batstone, D. J., & Hülsen, T. (2021). *Purple phototrophic bacteria are outcompeted by aerobic heterotrophs in the presence of oxygen. Water Research, 194*, 116941. https://doi.org/10.1016/j.watres.2021.116941

Capson-Tojo, G., Gan, A. Z. M., Ledezma, P., Batstone, D. J., & Hülsen, T. (2023). *Resource recovery using enriched purple phototrophic bacteria in an outdoor flat-plate photobioreactor: Suspended vs. attached growth. Bioresource Technology, 373*, 128709. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2023.128709

Chen, J., Wei, J., Ma, C., Yang, Z., Li, Z., Yang, X., Wang, M., Zhang, H., Hu, J., & Zhang, C. (2020). *Photosynthetic bacteria-based technology is a potential alternative to meet sustainable wastewater treatment requirements. Environment International, 137*, 105417. https://doi.org/10.1016/j.envint.2019.105417

Cuevas-Rodríguez, E. O. (1998). Fermentación de las aguas residuales: Una alternativa para mejorar la eliminación biológica de macronutrientes en reactores discontinuos con biomasa suspendida (Tesis de licenciatura). Universidad Nacional Autónoma de México.

Dahiya, S., Sarkar, O., Swamy, Y. V., & Venkata Mohan, S. (2015). *Acidogenic fermentation of food waste for volatile fatty acid production with co-generation of biohydrogen. Bioresource Technology, 182*, 103–113. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.01.007

De Presti, D., Cosenza, A., Capri, F. C., Gallo, G., Alduina, R., & Mannina, G. (2021). *Influence of volatile solids and pH for the production of volatile fatty acids: Batch fermentation tests using sewage sludge. Bioresource Technology, 342*, 125853. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.125853

Dalaei, P., Ho, D., Nakhla, G., & Santoro, D. (2019). *Low temperature nutrient removal from municipal wastewater by purple phototrophic bacteria (PPB). Bioresource Technology, 288*, 121566. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2019.121566

Feng, Y., Grogan, P., Caporaso, J. G., Zhang, H., Lin, X., Knight, R., & Chu, H. (2014). *pH is a good predictor of the distribution of anoxygenic purple phototrophic bacteria in Arctic soils. Soil Biology & Biochemistry, 74*, 193–200. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2014.03.014

FAO, FIDA, OMS, PMA, & UNICEF. (2025). El estado de la seguridad alimentaria y la nutrición en el mundo 2025. FAO. https://doi.org/10.4060/cd6008es

García, D., de Godos, I., Domínguez, C., Turiel, S., Bolado, S., & Muñoz, R. (2019). *A systematic comparison of the potential of microalgae-bacteria and purple phototrophic bacteria consortia for the treatment of piggery wastewater. Bioresource Technology, 276*, 18–27. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.095

Gu, D., Andreev, K., & Dupre, M. E. (2021*). Major trends in population growth around the world. China CDC Weekly, 3*(28), 604–613. https://doi.org/10.46234/ccdcw2021.160

Hülsen, T., Batstone, D. J., & Keller, J. (2014). *Phototrophic bacteria for nutrient recovery from domestic wastewater. Water Research, 50*, 18–26. https://doi.org/10.1016/j.watres.2013.10.051

Hülsen, T., Barry, E. M., Lu, Y., Puyol, D., & Batstone, D. J. (2016). *Low temperature treatment of domestic wastewater by purple phototrophic bacteria: Performance, activity, and community. Water Research, 100*, 537–545. https://doi.org/10.1016/j.watres.2016.05.054

Hülsen, T., Barry, E. M., Lu, Y., Puyol, D., Keller, J., & Batstone, D. J. (2016*). Domestic wastewater treatment with purple phototrophic bacteria using a novel continuous photoanaerobic membrane bioreactor. Water Research, 100*, 486–495. https://doi.org/10.1016/j.watres.2016.04.061

Hülsen, T., Batstone, D. J., & Keller, J. (2017). *Phototrophic bacteria for wastewater treatment: A review. Water Research, 114*, 151–166. https://doi.org/10.1016/j.watres.2017.02.026

Hülsen, T., Hsieh, K., Lu, Y., Tait, S., & Batstone, D. J. (2018a). *Simultaneous treatment and single-cell protein production from agri-industrial wastewaters using purple phototrophic bacteria or*

microalgae—A comparison. Bioresource Technology, 254, 214–223. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.01.032

Hülsen, T., Hsieh, K., Tait, S., Barry, E. M., Puyol, D., & Batstone, D. J. (2018b). *White and infrared light continuous photobioreactors for resource recovery from poultry processing wastewater—A comparison. Water Research, 144*, 665–676. https://doi.org/10.1016/j.watres.2018.07.040

Hülsen, T., Hsieh, K., & Batstone, D. J. (2019). *Saline wastewater treatment with purple phototrophic bacteria. Water Research, 160*, 259–267. https://doi.org/10.1016/j.watres.2019.05.060

Hülsen, T., Barnes, A. C., Batstone, D. J., & Capson-Tojo, G. (2022). *Creating value from purple phototrophic bacteria via single-cell protein production. Current Opinion in Biotechnology, 76*, 102726. https://doi.org/10.1016/j.copbio.2022.102726

Hülsen, T., Stegman, S., Batstone, D. J., & Capson-Tojo, G. (2022). *Naturally illuminated photobioreactors for resource recovery from piggery and chicken-processing wastewaters utilising purple phototrophic bacteria. Water Research, 214*, 118194. https://doi.org/10.1016/j.watres.2022.118194

Hülsen, T., Züger, C., Gan, M., Batstone, D. J., Solley, D., Ochre, P., Porter, B., & Capson-Tojo, G. (2022). *Outdoor demonstration-scale flat-plate photobioreactor for resource recovery with purple phototrophic bacteria. Water Research, 216*, 118327. https://doi.org/10.1016/j.watres.2022.118327

Jankowska, E., Chwiałkowska, J., Stodolny, M., & Oleskowicz-Popiel, P. (2017). *Volatile fatty acids production during mixed-culture fermentation: The impact of substrate complexity and pH. Chemical Engineering Journal, 326*, 901–910. https://doi.org/10.1016/j.cej.2017.06.021

Koblížek, M. (2009). *The purple phototrophic bacteria. Photosynthetica, 47*(3), 321–328. https://doi.org/10.1007/s11099-009-0072-x

Larimer, F. W., Chain, P., Hauser, L., Lamerdin, J., Malfatti, S., Do, L., Land, M. L., Pelletier, D. A., Beatty, J. T., Lang, A. S., Tabita, F. R., Gibson, J. L., Hanson, T. E., Bobst, C., Torres y Torres, J. L., Peres, C., Harrison, F. H., Gibson, J., & Harwood, C. S. (2004). *Complete genome sequence of the metabolically versatile photosynthetic bacterium Rhodopseudomonas palustris. Nature Biotechnology, 22*(1), 55–61. https://doi.org/10.1038/nbt923

Liu, S., Li, H., Daigger, G. T., Huang, J., & Song, G. (2022). *Material biosynthesis, mechanism regulation and resource recycling of biomass and high-value substances from wastewater treatment by photosynthetic bacteria: A review. Science of the Total Environment, 820*, 153200. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.153200

Lu, H., Peng, M., Zhang, G., Li, B., & Li, Y. (2019). *Brewery wastewater treatment and resource recovery through long-term continuous-mode operation in a pilot photosynthetic bacteria-membrane bioreactor. Science of the Total Environment, 646*, 196–205. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.07.268

Sánchez-Ledesma, L. M., Rodríguez-Victoria, J. A., & Ramírez-Malule, H. (2024). *Acidogenic fermentation of cassava wastewater: Effect of the substrate-to-microorganism ratio and temperature on volatile fatty acids production*. *Water, 16*, 3344. [Agrega el DOI si está disponible]

Sánchez-Ledesma, L. M., Rodríguez-Victoria, J. A., & Ramírez-Malule, H. (2024). *Effect of fermentation time, pH, and their interaction on the production of volatile fatty acids from cassava wastewater. Water, 16(11), 1514*. https://doi.org/10.3390/w16111514

Marín Peña, O., Sandoval Herazo, L. C., & Alvarado Lassman, A. (2024). Aguas residuales de rastro municipales: El impacto inadvertido en el entorno rural. *Revista IBIo*.

Metcalf & Eddy, Inc., AECOM. (2014). *Wastewater engineering: Treatment and resource recovery* (5th ed.). McGraw-Hill Education.

Mesa, J. A., Sierra-Fontalvo, L., Ortegon, K., & Gonzalez-Quiroga, A. (2024). *Advancing circular bioeconomy: A critical review and assessment of indicators. Sustainable Production and Consumption, 46*, 324–342. https://doi.org/10.1016/j.spc.2024.03.006

Morrison, H. M., & Bose, A. (2025). *Purple non-sulfur bacteria for biotechnological applications. Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology, 52*, kuae052. https://doi.org/10.1093/jimb/kuae052

Muñoz Estrada, J. R. (2021). *Producción de hidrógeno y metano y su relación con poblaciones microbianas en un sistema anaerobio seriado a partir de vinazas tequileras crudas* (Tesis de maestría). Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco (CIATEJ).

Naciones Unidas. (2024). *Perspectivas de la población mundial 2024*. Naciones Unidas.

Ng, M., Dalhatou, S., Wilson, J., Kamdem, B. P., Temitope, M. B., Paumo, H. K., Djelal, H., Assadi, A. A., Nguyen-Tri, P., & Kane, A. (2022). *Characterization of slaughterhouse wastewater and development of treatment techniques: A review. Processes, 10*(7), 1300. https://doi.org/10.3390/pr10071300

OCDE–FAO. (2023). Perspectivas agrícolas 2023–2032. OCDE Publishing y FAO.

Peng, L., Lou, W., Xu, Y., Yu, S., Liang, C., Alloul, A., Song, K., & Vlaeminck, S. (2022). *Regulating light, oxygen and volatile fatty acids to boost the productivity of purple bacteria biomass, protein and co-enzyme Q10. Science of the Total Environment, 822*, 153489. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.153489

Pervez, M. N., Mahboubi, A., Uwineza, C., Zarra, T., Belgiorno, V., Naddeo, V., & Taherzadeh, M. J. (2022). *Factors influencing pressure-driven membrane-assisted volatile fatty acids recovery and purification: A review. Science of the Total Environment, 817*, 152993. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.152993

Plácido, J., & Zhang, Y. (2018). Production of volatile fatty acids from slaughterhouse blood by mixed-culture fermentation. *Biomass Conversion and Biorefinery, 8*, 621–634. https://doi.org/10.1007/s13399-018-0313-y

Puyol, D., Batstone, D. J., Hülsen, T., Astals, S., Peces, M., & Krömer, J. O. (2017). *Resource recovery from wastewater by biological technologies: Opportunities, challenges, and prospects. Frontiers in Microbiology, 7*, 2106. https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.02106

Puyol, D., Hülsen, T., Padrino, B., Batstone, D. J., Martinez, F., & Melero, J. A. (2020). *Exploring the inhibition boundaries of mixed cultures of purple phototrophic bacteria for wastewater treatment in anaerobic conditions. Water Research, 183*, 116057. https://doi.org/10.1016/j.watres.2020.116057

Rashid, N., Onwusogh, U., & Mackey, H. R. (2020). *Exploring the metabolic features of purple non-sulfur bacteria for wastewater treatment and resource recovery. Biotechnology Advances*, 43, 107593. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2020.107593

Restrepo Betancur, L. F. (2024). Crecimiento poblacional urbano a nivel mundial en las últimas seis décadas. Anales de Geografía de la Universidad Complutense, 44(1), 277–295. https://doi.org/10.5209/aguc.94213

Rodríguez, D. J., Serrano, H. A., Delgado, A., Nolasco, D., & Saltiel, G. (2020). De residuo a recurso: Cambiando paradigmas para intervenciones más inteligentes para la gestión de aguas residuales en América Latina y el Caribe. Banco Mundial. https://openknowledge.worldbank.org/

Queirolo, M. S., & Morales Gil, D. L. (2022, julio). Economía circular y sustentabilidad. Una simbiosis. Congreso REDIPAL Virtual, Red de Investigadores Parlamentarios en Línea, Cámara de Diputados, LXV Legislatura, México. 18) CRV_2022_T3_PONENCIA_SamarioDiveli_Economia_Circular.pdf

Sekiguchi, Y., Kamagata, Y., Syutsubo, K., Ohashi, A., Harada, H., & Nakamurasamario, K. (1998). *Phylogenetic diversity of mesophilic and thermophilic granular sludges determined by 16S rRNA gene analysis. Microbiology*, 144(10), 2655–2665. https://doi.org/10.1099/00221287-144-10-2655

Sepúlveda-Muñoz, C. A., de Godos, I., Puyol, D., & Muñoz, R. (2020). *A systematic optimization of piggery wastewater treatment with purple phototrophic bacteria. Chemosphere,* 253, 126621. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126621

Sepúlveda-Muñoz, C. A., Ángeles, R., de Godos, I., & Muñoz, R. (2020). *Comparative evaluation of continuous piggery wastewater treatment in open and closed purple phototrophic bacteria-based photobioreactors. Journal of Water Process Engineering*, 38, 101608. https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2020.101608

Sepúlveda-Muñoz, C. A., de Godos, I., Puyol, D., & Muñoz, R. (2022). *Photosynthetic treatment of piggery wastewater in sequential reactors with purple phototrophic bacteria. Water Research*. https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2022.102825

Stegmann, P., Londo, M., & Junginger, M. (2020). *The circular bioeconomy: Its elements and role in European bioeconomy clusters. Resources, Conservation & Recycling*: 6, 100029. https://doi.org/10.1016/j.rcrx.2019.100029

Vallejo Rodríguez, R. (Ed.). (2019). Manejo integral de efluentes residuales generados en los rastros municipales (1.ª ed.). Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco, A.C. (CIATEJ). 1 Libro rastros version final.pdf

Wang, K., Yin, J., Shen, D., & Li, N. (2014). *Anaerobic digestion of food waste for volatile fatty acids (VFAs) production with different types of inoculum: effect of pH. Bioresource Technology*. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.03.088

Zhou, Q., Zhang, P., Zhang, G., & Peng, M. (2015). *Biomass and pigments production in photosynthetic bacteria wastewater treatment: Effects of photoperiod. Bioresource Technology*, 190, 196–200. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.092

Rashid, N., Onwusogh, U., & Mackey, H. R. (2020). *Exploring the metabolic features of purple non-sulfur bacteria for wastewater treatment and resource recovery. Biotechnology Advances, 43*, 107593. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2020.107593

Restrepo Betancur, L. F. (2024). Crecimiento poblacional urbano a nivel mundial en las últimas seis décadas. Anales de Geografía de la Universidad Complutense*, 44*(1), 277–295. https://doi.org/10.5209/aguc.94213

Rodríguez, D. J., Serrano, H. A., Delgado, A., Nolasco, D., & Saltiel, G. (2020). De residuo a recurso: Cambiando paradigmas para intervenciones más inteligentes para la gestión de aguas residuales en América Latina y el Caribe. Banco Mundial. https://openknowledge.worldbank.org/

Queirolo, M. S., & Morales Gil, D. L. (2022, julio). Economía circular y sustentabilidad. Una simbiosis. Ponencia presentada en el Congreso REDIPAL Virtual, Red de Investigadores Parlamentarios en Línea, Cámara de Diputados, LXV Legislatura, México.

Sekiguchi, Y., Kamagata, Y., Syutsubo, K., Ohashi, A., Harada, H., & Nakamura, K. (1998). *Phylogenetic diversity of mesophilic and thermophilic granular sludges determined by 16S rRNA gene analysis. Microbiology, 144*(10), 2655–2665. https://doi.org/10.1099/00221287-144-10-2655

Sepúlveda-Muñoz, C. A., de Godos, I., Puyol, D., & Muñoz, R. (2020). *A systematic optimization of piggery wastewater treatment with purple phototrophic bacteria. Chemosphere, 253*, 126621. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126621

Sepúlveda-Muñoz, C. A., Ángeles, R., de Godos, I., & Muñoz, R. (2020). *Comparative evaluation of continuous piggery wastewater treatment in open and closed purple phototrophic bacteria-based*

photobioreactors. Journal of Water Process Engineering, 38, 101608. https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2020.101608

Sepúlveda-Muñoz, C. A., de Godos, I., Puyol, D., & Muñoz, R. (2022). *Photosynthetic treatment of piggery wastewater in sequential reactors with purple phototrophic bacteria. Journal of Water Process Engineering, 46*, 102825. https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2022.102825

Stegmann, P., Londo, M., & Junginger, M. (2020). *The circular bioeconomy: Its elements and role in European bioeconomy clusters. Resources, Conservation & Recycling, 6*, 100029. https://doi.org/10.1016/j.rcrx.2019.100029

Vallejo Rodríguez, R. (Ed.). (2019). Manejo integral de efluentes residuales generados en los rastros municipales (1.ª ed.). Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco, A.C. (CIATEJ). https://ciatej.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1023/683/1/1%20Libro%20rastros%20version%20final.pdf

Wang, K., Yin, J., Shen, D., & Li, N. (2014). *Anaerobic digestion of food waste for volatile fatty acids (VFAs) production with different types of inoculum: Effect of pH. Bioresource Technology, 161*, 395–401. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.03.088

Zhou, Q., Zhang, P., Zhang, G., & Peng, M. (2015). *Biomass and pigments production in photosynthetic bacteria wastewater treatment: Effects of photoperiod*. *Bioresource Tecnóloga, 190*, 196–200. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.092