

Agua de lluvia embotellada: Evaluación de su vida útil en sistema NIMBU I

Bottled rainwater: Evaluation of its useful life in NIMBU I system

Adolfo Salinas Acosta

Universidad Nacional de Costa Rica, Heredia, Costa Rica

adolfo.salinas.acosta@una.ac.cr

<https://orcid.org/0000-0002-4997-7029>

Kevin Zamora González

Universidad Nacional de Costa Rica, San Ramón, Costa Rica

kevin.zamora.gonzalez@est.una.ac.cr

<https://orcid.org/0000-0001-7563-8445>

Ronald Sánchez Brenes

Universidad Nacional de Costa Rica, Heredia, Costa Rica

ronald.sanchez.brenes@una.ac.cr

<https://orcid.org/0000-0002-6979-1336>

William Gómez Solís

Universidad Nacional de Costa Rica, San Ramón, Costa Rica

william.gomez.solis@una.ac.cr

<https://orcid.org/0000-0002-0109-215>

Álvaro Baldioceda Garro

Universidad Nacional de Costa Rica, Heredia, Costa Rica

alvaro.baldioceda.garro@una.ac.cr

<https://orcid.org/0000-0003-1121-463>

Anny Guillén Watson

Universidad Nacional de Costa Rica, Heredia, Costa Rica

anny.guillen.watson@una.ac.cr

<https://orcid.org/0000-0001-6719-1276>

Fecha de recibido: 28-10-2022

Fecha de aceptación: 27-9-2023

Resumen

La escasez de agua en el trópico seco ha motivado a que se deban buscar alternativas de fuentes hídricas para consumo humano. Una de estas alternativas es el sistema de captación de agua de lluvia NIMBU I, ubicado en la Sede Regional Chorotega de la Universidad Nacional de Costa Rica, en el cual se capta, purifica y embotella el agua. Durante los procesos experimentales de mejora del sistema se planteó la idea de analizar el agua de las botellas almacenadas durante un periodo de tiempo dado (inmediatamente después de embotellado, un mes y dos meses después), y bajo diferentes condiciones de temperatura (F: 2°C y A: 31°C) y luminosidad (L: presencia y O: ausencia), y así determi-

nar cómo evoluciona su vida útil a través del tiempo. En cada periodo de tiempo de estudio se realizaron ensayos fisicoquímicos y microbiológicos, donde se determinó que los análisis del agua, tomada inmediatamente después de su tratamiento, fueron considerados de calidad potable para consumo humano, mientras que los análisis al mes de almacenamiento dieron positivo en la presencia de bacterias mesófilas aerobias identificadas como “Gram negativas” en las condiciones LA y presencia de microalgas en todas las condiciones, siendo a los dos meses más evidente este crecimiento de microalgas en un 32% del total de botellas en estudio bajo las cuatro condiciones de almacenamiento. Lo que demuestra que pese a tener un alto sistema de purificación, estos deben tener un monitoreo continuo para asegurar la calidad y mejora del proceso.

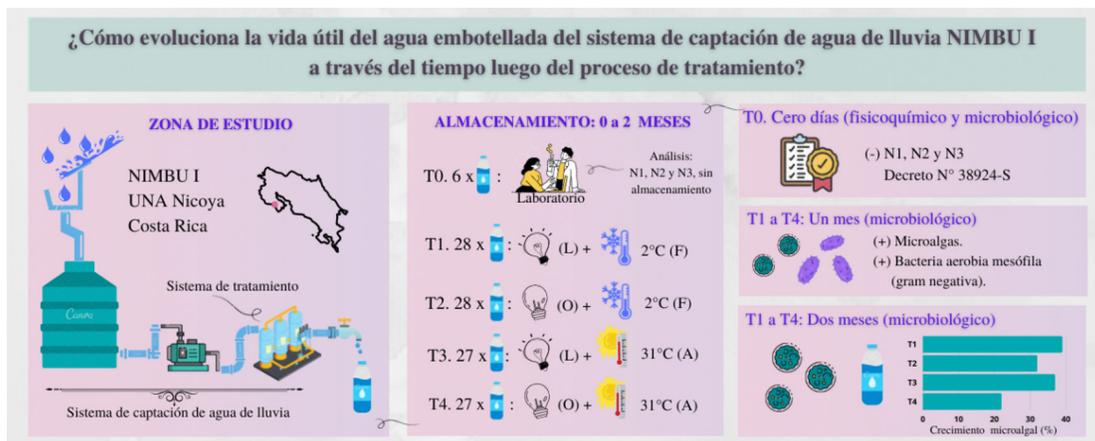
Palabras claves: cosecha agua de lluvia, potabilización, parámetros fisicoquímicos, microorganismos, botellas de vidrio.

Abstract

Water scarcity in the dry tropics has made it necessary to seek alternative water sources for human consumption. One of these alternatives is the NIMBU I rainwater harvesting system, located at the Sede Regional Chorotea, Campus Nicoya, Costa Rica, where water is collected, purified, and bottled. During the experimental processes to improve the system, the idea of analyzing the water in the bottles stored for a given period (immediately after bottling, one month and two months later) and under different temperature conditions (F: 2 °C and A: 31°C) and luminosity (L: presence and O: absence), and thus determine how its useful life evolves. Physicochemical and microbiological tests were carried out in each study period, where it was determined that the analyzes of the water taken immediately after its treatment were considered to be of potable quality for human consumption, while the analyzes after a month of storage were positive for the presence of aerobic mesophilic bacteria identified as Gram negative in the LA conditions and the presence of microalgae in all conditions, with this growth of microalgae being more evident after two months in 32% of the total number of bottles under study under the four storage conditions. This shows that despite having a high purification system, they must have continuous monitoring to ensure quality and improve the process.

Key words: rainwater harvest, potabilization, physical-chemical parameters, microorganism, glass bottles

Resumen visual



I. Introducción

La Organización Mundial de Naciones Unidas (ONU) (2015) en la Agenda 2030 indica que 3 de cada 10 personas carecen de acceso a servicios de agua potable seguros. Asimismo, la escasez de agua afecta a más del 40 % de la población mundial y se prevé que este porcentaje aumente. Más de 1700 millones de personas viven, actualmente, en cuencas fluviales en las que el consumo de agua supera la recarga. De igual manera, Zamora et al., (2018) indican que uno de los mayores problemas que enfrenta el ser humano es la escasez del agua dulce, siendo más específicos, la falta de fuentes viables para el consumo humano; desde la escasez misma del agua hasta la contaminación son factores que alteran la calidad y el equilibrio entre el ecosistema para reponer este líquido tan preciado y la demanda que nosotros provocamos. La ONU (2015) menciona que de aquí a 2030 se debe lograr el acceso universal y equitativo al agua potable a un precio asequible para todos, aumentar considerablemente el uso eficiente de los recursos hídricos en todos los sectores y asegurar la sostenibilidad de la extracción y el abastecimiento de agua dulce para hacer frente a la escasez de agua y reducir considerablemente el número de personas que sufren falta de agua.

Una de las opciones con las que se cuenta para cumplir con estas metas propuestas es la cosecha de agua de lluvia, determinada como práctica sostenible que se ha adoptado desde tiempos antiguos (Tzanakakis et al., 2020) y definida como la recolección del agua que puede lograrse de tejados, escorrentía superficial y corrientes de agua intermitentes para diferentes usos productivos (FAO, 2000). Entre los usos más comunes se encuentran la agricultura, la atención de animales, el uso doméstico y consumo humano (Rodríguez et al., 2010). En los últimos años la cosecha de agua de lluvia ha venido recobrando fuerza debido al crecimiento poblacional, urbanización, variabilidad climática y seguridad alimentaria (König et al., 2013). Incluso, esta práctica se ha

ido tecnificando hasta crear diferentes sistemas de captación de agua de lluvia (SCALL) (Rodríguez et al., 2010).

De acuerdo con Quirós (2017) los SCALL puedan instalarse en lugares donde se dificulta obtener agua para sus distintas actividades y necesidades. También, pueden suponer una solución ante casos donde el abastecimiento de agua haya cesado por el colapso de las fuentes de agua o por que esta no cuenta con los requerimientos necesarios para su consumo ya sea por sobre explotación, salinización y/o destrucción del ecosistema. Yannopoulos et al., (2019) sugieren que, si se practica más la cosecha de agua de lluvia con las tecnologías indicadas, se puede alivianar la escasez de agua real o potencial.

Específicamente, en el Pacífico Norte de Costa Rica, caracterizado por la zona de vida Trópico Seco (Holdrige, 1978), la escasez de agua es un hecho, debido a los inminentes impactos que ha presentado el cambio climático, razón por la cual la Universidad Nacional de Costa Rica (UNA) a través del Centro Mesoamericano de Desarrollo Sostenible del Trópico Seco (CEMEDE) y el Centro de Recursos Hídricos para Centroamérica y el Caribe (HIDROCEC), ambos ubicados en la Sede Regional Chorotega, han desarrollado, mediante diferentes proyectos de extensión e investigación, herramientas para la mitigación y adaptación al cambio climático para los habitantes de esta región y el resto del país.

Una de esas acciones es la creación de SCALL denominados "NIMBU" que en idioma Chorotega significa "Agua-Lluvia". Los NIMBU se ubican en el Campus Nicoya (NIMBU I), Isla Caballo (NIMBU II) y playa Brasilito (NIMBU III). El NIMBU I que es en el cual se desarrolló esta investigación, es un SCALL que ha ido más allá de simplemente recolectar el agua de lluvia. En este sistema se potabiliza y se envasa el agua de lluvia para consumo humano (Gómez et al., 2018); además, de su posible comercialización en un futuro cercano.

En NIMBU I se ha experimentado con distintos tratamientos para la potabilización, almacenamiento del agua y análisis de agua en el momento de captación; sin embargo, no se había determinado la calidad del agua de lluvia almacenada para ser usada después, razón por la cual nace esta investigación, en donde se evaluó la calidad del agua de 116 botellas en NIMBU I mediante parámetros fisicoquímicos y microbiológicos con diferentes tratamientos (luminosidad-oscuridad) y en diferentes periodos de tiempo (al mes y dos meses) de su envasado, para identificar posible contaminación y con esto tomar las medidas respectivas para la mejora continua de este SCALL.

II. Área de estudio

El Sistema de Captación de Agua de Lluvia denominado “NIMBU I” se ubica en el Campus Nicoya de la Sede Regional Chorotega de la Universidad Nacional de Costa Rica, el cual está rodeado de vegetación (Figura 1). El tipo de vegetación que domina es el bosque tropical seco, el cual se caracteriza por una marcada disminución en la precipitación entre los meses de noviembre a mayo (Holdrige, 1978). Asimismo, el Instituto Meteorológico Nacional (IMN) (2022) indica que la temperatura promedio es de 27 °C, en tanto que la precipitación tiene un promedio de 2500 mm/año con un promedio de 125 días de lluvia.

Figura 1.

Ubicación del sistema de captación de agua de lluvia NIMBÚ I en el Campus Nicoya, Sede Regional Chorotega, Universidad Nacional, Nicoya, Costa Rica.



III. Metodología

3.1 Funcionamiento del Sistema NIMBU I

El funcionamiento del sistema de cosecha de agua de lluvia NIMBU I se describe de acuerdo con Suárez et al. (2018):

3.1.1. Captación de agua de lluvia

- Tanques de almacenamiento: a través de un sistema de tubería instalado en el tejado de NIMBU I se recolecta agua de lluvia en tres tanques de 5000 litros cada uno. Los tanques de almacenamiento poseen tres capas. La capa más interna posee un color blanco para facilitar el control visual que se tiene sobre la calidad del agua. La capa intermedia evita el paso de la radiación solar y la capa externa funciona como una barrera física.

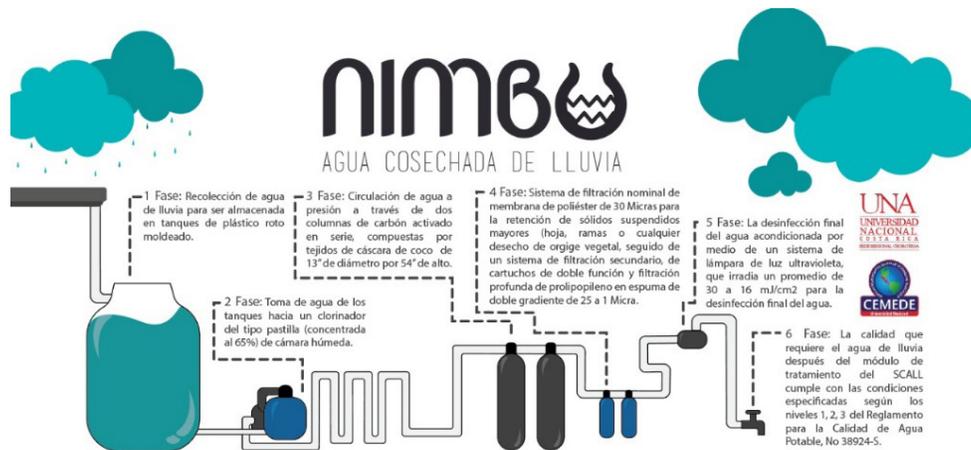
3.1.2 Potabilización de agua de lluvia

A continuación, se describe el sistema de potabilización de agua de lluvia utilizado en NIMBU 1, según Gómez et al., (2010, p.9-10):

- Sistema hidroneumático y motobomba: consiste en un tanque hidroneumático revestido por pintura especial para soportar aguas cloradas con concentraciones promedio de 10 ppm a 5 ppm. La motobomba puede generar un caudal promedio de 15 gpm y una presión dinámica de 30 psi a 40 psi en forma monofásica de 110 V/60Hz. Este equipo se utiliza para iniciar la circulación del agua en el sistema.
- Filtros de carbón activado y grava: son verticales y están compuestos por tejido de cáscara de coco. El líquido debe estar en contacto un mínimo de 2 minutos con una velocidad promedio de filtración de 7.5 gpm/ft³, Poseen 13" de diámetro y 54" de altura, cuentan con válvulas manuales para

lavados periódicos, así como para el cambio del material filtrante usado. El filtro de 30 μ es especial para la retención de sólidos suspendidos mayores (hojas, ramas o cualquier desecho de origen vegetal). Estas columnas deben realizar una buena filtración sin que afecten el caudal o presión para las siguientes fases de potabilización.

- Filtros secundarios: cuentan con cartucho de doble función y filtración profunda, polipropileno en espuma de doble gradiente de 25 μ a 1 μ .
- Lámpara ultravioleta: se utiliza para la eficiente inactivación de microorganismos. Irradia de 30 mJ/cm² a 16 mJ/cm² en promedio, con un voltaje de 110 V/60 Hz.
- Sistema de potabilización de osmosis inversa: cuenta con tres carcasas en polipropileno con sus respectivos filtros. El agua es forzada por la presión a atravesar una membrana, donde todas las impurezas y contaminantes, así como muchos minerales son separadas del producto final.
- Sistema de ozonificación (OZON-O-MATIC): cuenta con un generador electrónico de ozono, este inyecta aire ozonizado a una cámara de contacto y es mezclado a altas velocidades con el agua ya tratada por todos los anteriores sistemas de purificación, produce oxidación y destrucción de bacterias patógenas, desactivación de virus y descomposición o reducción de contaminantes químicos. Desodoriza y oxigena el agua sin alterar los minerales.

Figura 2.*Sistema de captación y potabilización NIMBU I, Universidad Nacional*

3.2 Análisis de agua de lluvia captada en el Sistema NIMBU I

3.2.1 Potabilización de agua de lluvia para análisis

El agua de lluvia captada en el mes de diciembre de 2020 se mantuvo almacenada hasta el mes de julio de 2021. Posterior a esto, cada semana se inició la circulación del agua para oxigenarla mediante el sistema hidroneumático y motobomba para continuar con el proceso de potabilización, descrito previamente.

3.2.2 Esterilización y envasado de botellas

Una vez que concluyó el proceso de potabilización, se procedió a envasar el agua en dos momentos distintos. En el primero de ellos, se llenaron 56 botellas el 9 de setiembre de 2021, mientras que el segundo fueron 60 botellas el 10 de setiembre de 2021. En total se obtuvieron 116 botellas de vidrio con un volumen total de 71,4 L. Estos envasados se realizaron a temperatura ambiente al aire libre. Para ello, se esterilizaron las botellas, las cuales se sumergieron en agua caliente a 100 °C durante un minuto para eliminar impurezas (Figura 3).

Figura 3.

(A) Esterilización de botellas, (B) llenado de botellas y (C) botellas llenas.



Una vez llenas las botellas, se separaron seis al azar para ser analizadas en el laboratorio de la empresa Bioanalítica y los 110 restantes se separaron en cuatro grupos de entre 27 y 28 botellas, a las cuales

se les aplicaron cuatro tratamientos diferentes: LF= Luz-frío; OF=Oscuridad-frío; LA= Luz-ambiente; OA= Oscuridad-ambiente (Tabla 1) para luego analizar la calidad del agua almacenada en ellas en

el laboratorio de Microbiología Ambiental del Centro de Recursos Hídricos para Centroamérica y el Caribe (HIDROCEC).

Tabla 1.
Tratamiento y descripción del almacenamiento de las botellas.

Tratamiento	Codificación de tratamiento	N° de botellas	Condición de luminosidad	Temperatura (°C)
T1	LF	28	Expuesta a la luz	2
T2	OF	28	Oscuridad / sin exposición a la luz	2
T3	LA	27	Expuesta a la luz	31
T4	OA	27	Oscuridad / sin exposición a la luz	31

Nota: LF= Luz-frío, OF=Oscuridad-frío, LA= Luz-ambiente, OA= Oscuridad-ambiente.

3.2.3 Análisis de calidad del agua en laboratorio

Primer análisis: las seis botellas separadas en primera instancia fueron llevadas inmediatamente después del llenado al laboratorio Bioanalítica ubicado en Arado, Santa Cruz, Guanacaste. Allí se unificó el agua de las seis botellas en una sola muestra para realizar los análisis de agua potable BIO-N1, BIO-N2 y BIO-N3 (Tabla 2).

Tabla 2.

Tipos de análisis realizado a las muestras de agua en el laboratorio Bioanalítica.

Codificación	Descripción de análisis
BIO-N1	Análisis de Agua Potable Nivel 1: pH, Temperatura, Conductividad eléctrica, Olor, Color, Coliformes fecales, <i>Escherichia coli</i> , Cloro libre, Cloro total-Decreto 38924-S.
BIO-N2	Análisis de Agua Potable Nivel 2: Aluminio, Calcio, Magnesio, Sodio, Potasio, Hierro, Manganeseo, Zinc, Cobre, Dureza total, Sulfato, Cloruro, Fluoruro, Nitratos.
BIO-N3	Análisis de Agua Potable Nivel 3: Amonio, Nitritos, Arsénico, Cadmio, Plomo, Cromo, Selenio, Antimonio, Níquel, Mercurio.

Segundo análisis: se realizó en el laboratorio de Microbiología Ambiental del HIDROCEC con las 110 botellas restantes, las cuales se almacenaron durante un mes, desde el envasado, con el fin de comprobar si existían diferencias en el método de almacenamiento del agua potabilizada con el NIMBU a nivel microbiológico.

Los análisis consistieron en la selección de tres botellas al azar de cada uno de los tratamientos de almacenamiento (LF, OF, LA, OA), y se formó una muestra compuesta tomando de cada botella 210 mL para un volumen total de 630 mL por tratamiento. Posteriormente, las muestras compuestas se utilizaron para realizar diferentes ensayos que permitieran determinar y cuantificar la presencia o ausencia de los siguientes microorganismos: coliformes totales, coliformes fecales, *Escherichia coli*, *Enterococos faecalis* y *Pseudomona aeruginosa*; así como recuento total de bacterias mesófilas aerobias. Este último ensayo se hizo por duplicado y con siembras directa para una posterior dilución 1/10 (10^{-1}), dilución 1/100 (10^{-2}) y dilución 1/1000 (10^{-3}) para determinar la concentración (Tabla 3).

Tabla 3.
Ensayos, temperatura y tiempos de incubación para los parámetros analizados.

Ensayo	Referencia	Tiempo de incubación (h)	Temperatura de incubación (C°)
<i>Escherichia coli</i> y coliformes totales	Método 9223B. APHA, 2017.	18-22	35
Coliformes fecales	Método 9223B. APHA, 2017.	18-22	44.5
<i>Enterococos faecalis</i>	Método 9230 D. APHA, 2017.	24	41
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Método ISO 16226-2:2018, Sartory et al., 2015 (IDEXX).	24-48	38
Bacterias mesófilas aerobias	Método Compact Dry TC. AOAC: 010404. NISUI Pharmaceutical CO Ltd., Tokyo, Japan.	24	35

Una vez que finalizó el ensayo de recuento total de bacterias, se procedió a realizar ensayos secundarios, por medio de la técnica de Tinción de Gram, en aquellos casos donde se identificó crecimiento bacteriano con el fin de identificar morfológicamente el tipo de bacteria.

Tercer análisis: consistió en determinar la presencia o ausencia de crecimiento de microalgas mediante observaciones morfológicas a través del microscopio al mes de almacenamiento de las botellas, empleando para ello la misma muestra compuesta generada en el segundo análisis. La metodología aplicada consistió en centrifugar un volumen de 50 mL de agua de cada tratamiento durante 10 minutos a 6000 rpm; descartar 2/3 del volumen, volver a aforar a los 50 mL con la muestra compuesta, y repetir la centrifugación bajo las mismas condiciones. A cada tratamiento se le aplicó un total de tres ciclos de centrifugación, empleando una microcentrífuga marca HETTICH. Una vez terminado el proceso, se hizo la búsqueda e identificación de microalgas a través del microscopio empleando diferentes aumentos: 4x, 10x, 40x y 100x.

Posteriormente, a los dos meses del envasado se dio seguimiento visual a las botellas restantes almacenadas por cada lote (LA, OA, LF, OF) para poder determinar cambios relevantes a simple vista en cuanto al crecimiento de microalgas.

IV. Resultados

Los análisis fisicoquímicos y microbiológicos (coliformes, bacterias y microalgas) realizados al agua envasada de NIMBU I reflejaron los siguientes resultados:

4.1 Análisis fisicoquímicos y microbiológicos.

Los análisis de calidad de agua BIO-N1, BIO-N2, BIO-N3 realizados en el laboratorio de Bioanalítica, muestran que, de acuerdo con el reglamento de calidad del agua potable N° 38924-S de Costa Rica, el agua de las botellas envasada de manera inmediata al proceso de almacenamiento en el NIMBU I presentan de forma general una calidad aceptable para consumo humano.

Específicamente en los parámetros BIO-N1 analizados, se observó que los resultados están dentro de los límites admisibles del reglamento a nivel microbiológico y a nivel fisicoquímico. El cloro residual libre no se detectó, ya que, al momento del análisis, el NIMBU I no tenía el sistema de cloración en funcionamiento.

Los parámetros BIO-N2 medidos, cumplieron con lo establecido en el reglamento de calidad de agua potable. No se detectó indicios de aluminio, cobre, magnesio, sodio ni zinc en el agua.

Los análisis BIO-N3 mostraron que todos los parámetros revisados son no detectables (ND), a excepción de la presencia de amonio (0.13 mg/L).

Este valor sigue siendo menor al valor máximo admisible que es de 0.5 mg/L, por lo cual es aceptable (Tabla 4).

Tabla 4.

Análisis de parámetros fisicoquímicos de calidad de agua N1, N2, N3 muestreada de manera inmediata en el Sistema NIMBU I.

Análisis	Resultado	Unidades	Valores admisibles Decreto 38924-S	LC	INC. (U)	Método de Ensayo
Parámetros de calidad del agua nivel primario (N1)						
pH	6,91	*	De 6 a 8	4,01	0,14	² PA-4500H**
Temperatura	23,50	°C	De 18 a 30	0,00	0,70	² PA-2550**
Cloro residual libre	ND	mg/L	De 0,3 a 1,0	0,16	0,12	² PA-4500Cl**
Color aparente	3,00	U*PT*Co	≤ 15, VA: 5	5,000	2,50	² PA2120**
Conductividad	65,30	μS/cm	VA:400	3,70	1,01	² PA2510**
Turbidez	0,19	UNT	≤5, VA:1	0,00	0,07	² PA-2130**
Olor	Aceptable	*	Aceptable	*	*	² PA-2150**
Parámetros de calidad del agua nivel secundario (N2)						
Aluminio	ND	mg/L	≤ 0,2	*	*	***
Calcio	8,40	mg/L	≤100	*	*	***
Cloruro	16,08	mg/L	≤250VA:25	0,20	0,10	² PA-4110
Cobre	ND	mg/L	≤2 VA: 1	0,040	0,005	***
Dureza total	24,00	mg/L	≤ 400 VA:300	10,00	1,00	² PA-2340**
Fluoruro	ND	mg/L	≤ 0,7	0,20	0,10	² PA-4110**
Hierro	0,02	mg/L	≤ 0,3"	*	*	***
Magnesio	ND	mg/L	≤ 50 VA:30	*	*	***
Manganeso	0,03	mg/L	≤0,5 VA:0,1	*	*	***
Potasio	1,10	mg/L	≤10	*	*	***
Sodio	ND	mg/L	≤200 VA:25	*	*	***
Sulfato	1,12	mg/L	≤250 VA:25	0,20	0,10	² PA-4110**
Zinc	ND	mg/L	≤ 3,0	*	*	***
Parámetros de calidad del agua nivel terciario (N3)						
Amonio	0,13	mg/L	≤0,5 VA: 0,05	0,10	0,05	² PA-4500NH3**
Antimonio	ND	mg/L	≤ 0,005	*	*	***
Arsénico	ND	mg/L	≤0,01	*	*	***
Cadmio	ND	mg/L mg/L	≤0,003	*	*	***
Cromo	ND	mg/L	≤0,05	*	*	***
Mercurio	ND	mg/L	≤0,001	*	*	***
Níquel	ND	mg/L	≤0,02	*	*	***
Nitrato	ND	mg/L	≤ 50 VA:25	0,20	0,10	² PA-4110**
Nitrito	ND	mg/L	≤ 0,1	0,05	0,03	² PA-4500NO2**
Plomo	ND	mg/L	≤ 0,01	*	*	***
Selenio	ND	mg/L	≤ 0,01	*	*	***

Nota: Bioanalítica, 2021

Los análisis BIO-N1 para coliformes fecales y para *E. coli* en el nivel 1, no se observó la presencia de estos microorganismos en el agua (Tabla 5).

Tabla 5.

Análisis de parámetros microbiológicos de calidad de agua muestreada de manera inmediata en el Sistema NIMBU I.

Análisis	Resultado	Unidades	Máximo admisible Decreto 38924-S	LC	Inc. (U)	Método de Ensayo
Parámetros microbiológicos						
Coliformes fecales	ND	UFC/100 ml	ND	1	-	² PA-922D**
<i>E. coli</i>	ND	UFC/100 ml	ND	1	-	² PA-922J**

Nota: Bioanalítica, 2021

4.2 Análisis microbiológico

En el segundo análisis realizado a nivel microbiológico de las botellas almacenadas durante un mes en los distintos ambientes (LA, OA, LF, OF) en el HIDROCEC, no se detectó coliformes totales

ni coliformes fecales; de igual manera, no se tuvo la presencia de *E. coli*, *P. aeruginosa*, y *E. faecalis*, (Tabla 6).

Tabla 6.

Análisis microbiológicos del agua envasada a los dos meses de almacenamiento.

Tipo de análisis	Tratamiento				Límites admisibles	
	T1_LF	T2_OF	T3_LA	T4_OA	Decreto N° 41499-S	Decreto N° 35485
Coliformes totales	ND	ND	ND	ND		< 1.1 NMP/100 mL
Coliformes fecales	ND	ND	ND	ND	ND	
<i>E. coli</i>	ND	ND	ND	ND	ND	< 1.1 NMP/100 mL
<i>E. faecalis</i>	ND	ND	ND	ND		
<i>P. aeruginosa</i>	ND	ND	ND	ND		Ausencia
Bacterias mesófilas aerobias	ND*	ND*	1.6 x10 ⁵	ND*		

Decreto No 41499-S: Reglamento de calidad de agua para consumo humano.

Decreto N° 35485: Reglamento para agua envasada.

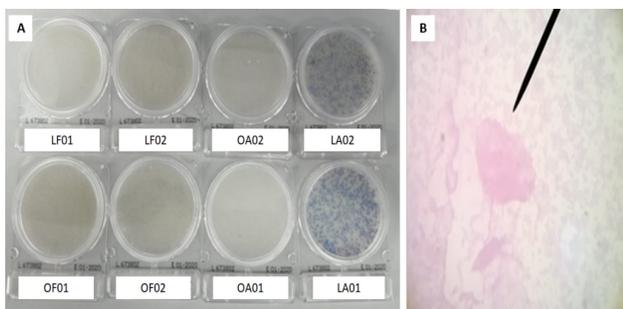
ND: No detectable con la técnica utilizada (<1.0 NMP/100 mL).

ND*: No detectable con la técnica utilizada (UFC/mL).

En el tratamiento de almacenamiento 3 (LA) con una concentración de 1.6×10^5 UFC/ml y con la Técnica de Tinción, se detectó la presencia de bacterias mesófilas (Figura 4A). Estas bacterias pertenecen al grupo Gram negativas (Figura 4B).

Figura 4.

Identificación de crecimiento bacteriano en los ensayos de (A) recuento total de bacterias mesófilas aerobias de cada tratamiento sin diluir y (B) Técnica de Tinción de Gram (Bacteria Gram negativa, aumento a 40X).

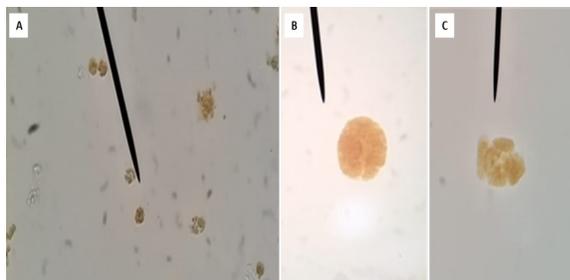


4.3 Análisis de microalgas

Para este tercer análisis también realizado en HIDROCEC, se observó la presencia de un único tipo de microalga en todos los tratamientos al mes de almacenamiento. Sin embargo, no fue posible identificar morfológicamente la especie por su estado de degradación (Figura 5).

Figura 5.

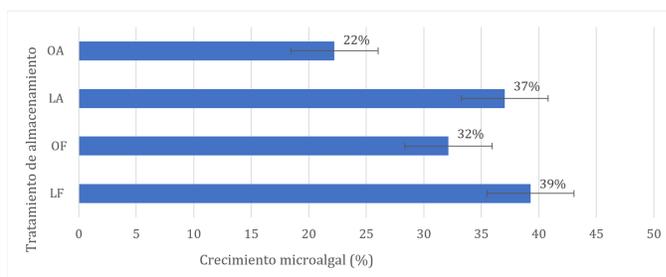
Crecimiento de microalgas en agua envasada con un mes de almacenaje para los tratamientos (A) LF aumento a 10X, (B) LF aumento a 40X y (C) OF aumento 40X.



A los dos meses del almacenamiento de las botellas bajo las condiciones investigadas, se pudo determinar que hubo un mayor deterioro de la calidad del agua envasada en todos los tratamientos con un 32 % de las 110 botellas analizadas, en donde el crecimiento microalgal más evidente fue en aquellas botellas que estaban en presencia de luminosidad LF (39 %) y LA (37 %) (Figura 5).

Figura 5.

Crecimiento microalgal en botellas envasadas a los dos meses de almacenamiento.



V. Discusión

El entorno en el cual se dispone un SCALL puede afectar la calidad de agua. Es por ello que al momento de hacer un análisis se deben tomar en cuenta diferentes factores físicos, químicos y microbiológicos, los cuales pueden estar suspendidos en el aire y caer en el techo del SCALL (Ospina et al. 2016) convirtiéndose en un potencial contaminante. En el caso de NIMBU I, al estar cercano a un bosque tropical seco el techo recibe hojas de los árboles, heces de distintos animales (aves, mamíferos) y sedimentos que pueden afectar la calidad de agua de este SCALL.

Los análisis fisicoquímicos y microbiológicos (BIO-N1, BIO-N2 y BIO-N3) del primer ensayo realizado al NIMBU I mostraron a nivel general que, en el momento de captarse el agua inmediatamente se puede considerar apta para consumo humano de acuerdo con el Decreto N° 41499-S (2019).

Estos análisis también mostraron que el manejo de este SCALL ha mejorado con la experiencia adquirida. Gómez et al. (2018), también en NIMBU I, encontraron datos similares a los obtenidos en este estudio, pero con algunas diferencias. Entre ellas se puede mencionar que estos investigadores obtuvieron concentraciones de 0.98mg/l de amonio, en tanto que en este estudio el amonio fue de 0,13 mg/l. La presencia de amonio puede deberse al almacenamiento y/o estancamiento del agua ya que los nitratos presentes en el agua de lluvia pueden sufrir reacciones de oxidación en ausencia de oxígeno.

En cuanto al calcio, magnesio, sodio, potasio y cloruro los valores obtenidos fueron menores a los de Gómez et al., (2018). Según estos autores, esto se puede asociar principalmente a la presencia de rocas grava en los filtros, cuyos minerales son débilmente desplazados a través de procesos modificadores en el agua, tales como: adsorción, intercambios iónicos y disolución, los cuales se van gastando/lavando con el paso del agua; por ende, son detectados en menores concentraciones a diferencia del 2018.

En cuanto a los parámetros microbiológicos para el segundo ensayo, se obtuvo en NIMBU I que tanto los coliformes fecales como *E. coli* no fueron detectables. El Decreto N° 41499-S (2019), menciona que para que la calidad microbiológica de una muestra de agua sea buena, esta debe tener concentraciones menores a 1.0 NMP/100 mL o no detectables (ND).

Quintero y Mejía (2018) por su lado confirman que puede haber crecimiento de otros tipos de microorganismos como protozoarios u otros tipos de bacterias, aunque no haya presencia de coliformes. Por lo que es necesario aplicar parámetros adicionales para tener una representación real. En esta investigación se usaron los parámetros microbiológicos del decreto N° 35485-COMEX-S-MEIC-MAG (2009), normativa nacional para las aguas envasadas y el cloro residual como complemento. Los parámetros microbiológicos del decreto N° 35485-COMEX-S-MEIC-MAG (2009) mostraron

que están por debajo de los límites admisible para coliformes totales y *E. coli* (ambos < 1.1 NMP/100 mL), así como *Pseudomonas aeruginosa* (Ausencia). Mientras que el cloro residual no fue detectable.

Al mes de almacenamiento del agua, se observó en algunas de las botellas del ensayo contaminación bacteriana (bacterias mesófilas aerobias). Se descarta por completo que estas bacterias procedan de desechos fecales de animales que podrían estar en el proceso de captación en los techos, dado que los indicadores *E. coli* y coliformes fecales dieron resultados no detectables (negativos). De acuerdo con Arcos et al., (2005) estos son microorganismos asociados a contaminación bacteriana que se encuentran comúnmente en el tracto digestivo de animales de sangre caliente, por lo que no podría ser por contaminación fecal.

Lo anterior podría darse por tres razones, la primera de ellas es la falta de mantenimiento en el Sistema NIMBU, dado que se encontraron sedimentos en los tanques de almacenamiento, el sistema de filtración de cloro residual no estaba en funcionamiento, el sistema de rocas de grava presentaba desgaste, por lo cual los focos de contaminación que se podrían presentar en los sedimentos pudieron haber llegado hasta el agua envasada. Según Amaringo y Molina (2021) los sedimentos son fuente de contaminación orgánica y microbiana que, tras el proceso de mezcla y transporte por el sistema, los contaminantes pueden quedar disponibles reduciendo la vida útil del producto. Wakiyama (2004) enfatiza que, en estos medios acuosos, el proceso de adhesión por parte de esta contaminación microbiana, descrita anteriormente, es producto de tres componentes: la superficie de la célula microbiana, el sustrato de superficie sólida y el líquido circundante. La materia orgánica e inorgánica, presente en el líquido, sedimenta en la superficie sólida, posteriormente los microorganismos son atraídos y se adhieren; y a su vez, en el proceso de adhesión, las partículas libres, que flotan en el medio líquido, acaban sedimentando y entrando en contacto con un sustrato sólido como son los componentes de los sistemas de filtración.

De ahí la importancia de la eliminación de los sedimentos presentes en el sistema NIMBU I, así como el cambio regular de los filtros utilizados, dado que, si no, las células microbianas comenzarán a crecer y formarán una biopelícula microbiana que incluso puede minimizar la eficiencia de los procesos de cloración del agua. Se sabe, por ejemplo, que las bacterias Gram negativas se adhieren más fácilmente a estas partículas sólidas.

Anaya y Martínez (2007) y Texas Water Development Board (2005), a su vez, indican que los sistemas de primera limpieza buscan evitar que estos sólidos depositados en el área de captación lleguen al tanque de almacenamiento. Por lo cual en NIMBU I se debe ser más rigurosos con la revisión periódica de equipos de ósmosis inversa, ozonificación y desinfección de tanques. Estas medidas en los sistemas de filtración ayudan a disminuir la necesidad de retirar sedimentos del almacenamiento, permiten bloquear un tamaño de partícula deseada, evitan la descomposición de materia orgánica presente en ella y con esto se mantiene la calidad del agua deseada con el fin de poder entregarla en una mejor condición.

La segunda razón de la presencia de bacterias mesófilas pudo haber sido el manejo del envasado del agua, dado que en el sitio donde se encuentra el SCALL, el embotellamiento se hace al aire libre y no se cuenta con un cuarto aislado e inocuo. El Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA) (1999), estipula que, para asegurar la calidad e inocuidad del agua, el área de envasado debe estar aislada y protegida del proceso de captación, en donde se evite la entrada de aire no estéril procedente del exterior. Además, se deben hacer desinfecciones, limpiezas periódicas, contar con un equipo de lavamanos (agua fría y caliente, jabón de pH neutro), sistema de desinfección de calzado, techos y paredes impermeables de fácil lavado. Como tercer aspecto a considerar está el proceso de esterilización de las botellas. Esto se realizó por calor (1 minuto a 100 °C), de acuerdo con los recursos que tiene NIMBU I. Este proceso se puede mejorar al elevar la temperatura a 121 °C

y aumentar el tiempo de esterilización entre 15-20 minutos para eliminar microorganismos que sobreviven a altas temperaturas, aunado a rangos de presión alta (15 psi de presión de operación), como las utilizadas en una autoclave (Morera y Zapata, 2022). Asimismo, de acuerdo con Paucar (2014), existen diversos sistemas de lavado de las botellas como el uso de ozono o dióxido de cloro, los cuales permiten la eliminación de patógenos, especialmente bacterias, en las botellas antes del envasado, lo que asegura la calidad del producto final; por lo tanto, esto se debería considerar para mejorar el proceso de envasado de agua en NIMBU I.

Wakiyama (2004) y Vásquez et al., (2006) concuerdan en que el material de envasado adecuado, cuando está libre de impurezas, no influye en el comportamiento del microbiota autóctono de las aguas oligominerales; es decir, aquellas que tienen un nivel muy bajo de componentes químicos en su composición, como lo es el agua de lluvia; por lo que los cambios drásticos en el comportamiento del microbiota (presencia y concentración), cuando se observan en las aguas embotelladas, pueden atribuirse a la presencia de impurezas en el envase que comprometen la calidad del producto almacenado.

Por tanto, Ríos-Tobón (2017) y Vásquez et al., (2006) afirman que el agua potable no debe contener microorganismos indicadores de calidad, como se vio al mes y dos meses de almacenamiento, ya que estos son organismos que tienen un comportamiento similar a microorganismos patógenos, por lo que su detección representa un riesgo a la salud de los consumidores, puesto que el proceso de envasado y sobre todo el almacenaje debe hacerse lo más inocuo posible; así, estas son las etapas del proceso que debe mejorarse en NIMBU I y con esto, reducir el riesgo de contraer alguna enfermedad causada por estos microorganismos.

Las microalgas, encontradas tanto en el segundo como en el tercer ensayo, representan un grupo cosmopolita que se da en la superficie de todo tipo de

suelos, pero con mayor distribución en condiciones acuáticas, cuya composición y abundancia depende de las condiciones ecológicas adecuadas. Estas son un indicio del estado ecológico y sanitario del agua, cuya presencia puede causar cambios indeseables como la modificación del sabor y el olor. Su presencia, además, puede deberse a un inadecuado sistema de esterilización del envase, contaminación externa o fallos en otras etapas de procesamiento, lo que ocasiona una contaminación del producto, incluso después del proceso, así como la utilización de procedimientos de esterilización por filtración, ultravioleta u ozonización (Wakiyama, 2004).

De igual forma, estos microorganismos requieren ciertas condiciones para desarrollarse, como: temperaturas óptimas que van desde los 18 °C a 40 °C, pH cercanos a la neutralidad, así como condiciones de luminosidad al ser organismos fotoautótrofos (Alam et al. 2019). Por ello, se debe considerar estas condiciones a la hora del almacenamiento a mediano-largo plazo, ya que como se vio en los resultados, bajo luminosidad se dio las mayores proliferaciones.

No obstante, su presencia en condiciones de oscuridad refleja que estos organismos ya estaban presentes al momento del envasado, sea por este o por la misma fuente de agua, ya que como indica Sutherland y Ralph (2021) la disponibilidad de luz es uno de los principales factores limitantes del crecimiento en el cultivo de microalgas, por lo que la atenuación de luz limita la fotosíntesis y reduce la productividad global (biomasa), aunado a que, la condición de frío ayudó a conservarse por mayor tiempo, al reducir su metabolismo celular; por ello, el tratamiento oscuridad-ambiente, presentó los valores más bajos de crecimiento algal.

Es fundamental implementar un sistema de control en todas las etapas del proceso industrial que abarque un conjunto de acciones para evaluar cualquier interferencia que pueda alterar la calidad final del agua. Por lo que es necesario adoptar medidas preventivas y correctivas en el sistema

NIMBU I, ya que, si se producen problemas de contaminación en cualquier fase del proceso, los microorganismos buscarán superficies sólidas con suficientes nutrientes para su crecimiento.

Conclusiones

El entorno en el que se construye un SCALL puede influir de manera positiva o negativa para la calidad del agua. En el caso de NIMBU I las condiciones del entorno favorecen tener calidad de agua si se tiene un tratamiento adecuado.

Los análisis de agua fisicoquímicos y microbiológicos de NIMBU I indicaron que el agua de lluvia cosechada de manera inmediata es apta para consumo humano. Asimismo, la experiencia de trabajo en este SCALL ha mejorado los parámetros de calidad de agua comparados con el año 2018.

Se descarta por completo la contaminación del agua con bacterias mesófilas provenientes de materia fecal, dado que todos los análisis en este sentido salieron negativos.

En el momento de almacenaje de agua se detectó la presencia de bacterias mesófilas y microalgas que se expresaron en bajos porcentajes al mes y dos meses de embotellamiento. Esto pudo deberse a tres razones: falta de mantenimiento del NIMBU I, envasado del agua al aire libre, esterilización no adecuada, lo cual se debería mejorar con la construcción de un cuarto aislado e inocuo para este fin, sobre todo si se quiere pasar a comercializar.

Las condiciones LF y LA fueron las que presentaron mayor porcentaje de crecimiento de microalgas, por lo que el almacenaje de esta manera no es el más recomendado; en tanto que, el crecimiento de microorganismos en OF y OA son indicativos que el sistema de esterilización de botellas y/o del sistema NIMBU presenta problemas al no darse una adecuada eliminación de estos.

Se recomienda generar un sistema de control en cada etapa del proceso y que estos sean más periódicos para tener un mayor ajuste del sistema, dado que, la forma en que se está manejando en este momento NIMBU I, la vida útil del producto final no posee un largo periodo de tiempo por el rápido deterioro de este al mes de almacenamiento.

De igual forma, se recomienda realizar un análisis microbiológico del agua del tanque antes de iniciar el sistema de esterilización del agua; así como a las botellas antes de su esterilización para garantizar la mejora del proceso y determinar la presencia e identificación de posibles patógenos, como las microalgas o bacterias, dado que al momento del almacenamiento estas no son posibles de identificar por su grado de deterioro, específicamente las microalgas.

VII. Agradecimientos

A la Vicerrectoría de Extensión de la Universidad Nacional por financiar mediante fondos de regionalización el proyecto NIMBU, al Centro Mesoamericano del Desarrollo Sostenible del Trópico Seco (CEMEDE) de la Sede Regional Chorotega de la Universidad Nacional por desarrollar el proyecto NIMBU, al Centro de Recursos Hídricos para Centroamérica y el Caribe (HIDROCEC) por colaborar con los análisis de laboratorio, así como la carrera de Ingeniería Hidrológica que permitió el desarrollo de esta investigación.

VIII. Referencias bibliográficas

- Alam, M., Muhammad, G., Rehman, A., Russel, M., Shah, M., & Wang, Z. (2019). Standard techniques and methods for isolating, selecting and monitoring the growth of microalgal strain. *Microalgae Biotechnology for Development of Biofuel and Wastewater Treatment*, 75–93. https://doi.org/10.1007/978-981-13-2264-8_4/FIGURES/3
- Amaringo, F., Molina, F. (2021). Evaluación toxicológica del agua y los sedimentos en el embalse la fe, Colombia. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 12 (1), 73-87. <https://doi.org/10.22490/21456453.3826>
- Anaya, M & Martínez, J. (2007) *Manual sistemas de captación y aprovechamiento del agua de lluvia para uso doméstico y consumo humano en América Latina y El Caribe*. Colegio de Postgraduados. Centro Internacional de Demostración y Capacitación en Aprovechamiento del Agua de Lluvia – CIDECALLI -, México.
- APHA. American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation. (2017). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 23th Edition, Washington DC, United States, 724 p.
- Arcos, M., Ávila, S., Estupiñán, S., & Gómez, A. (2005). Indicadores microbiológicos de contaminación de las fuentes de agua. *Nova*, 3 (4), 69–79.
- Argumedo, D. (2017) Metales pesados (Cd, Cu, V, Pb) en agua lluvia de la zona de mayor influencia de la mina de carbón en La Guajira, Colombia. *Revista Colombiana de Química*, 46(2): 37-44.
- Decreto 35485-COMEX-S-MEIC-MAG [Poder Ejecutivo]. Reglamento Técnico Centroamericano RTCA 67.04.50:08 Alimentos. Criterios Microbiológicos para la Inocuidad de Alimentos. 22 de setiembre de 2009. La Gaceta N° 184, San José, Costa Rica.
- Decreto 41499-S [Poder Ejecutivo]. Reforma Reglamento para la Calidad del Agua Potable. 22 de enero de 2019. La Gaceta N° 15, San José, Costa Rica.

- Gómez, W., Rojas, J., Suárez, A., Salinas, A. (2018). Potabilización de agua de lluvia, alternativa en el trópico seco. *Artículo en conferencia Agua, Justicia Ambiental y Paz*, 1- 11, Calí, Colombia.
- Holdridge, L. (1978). *Ecología basada en zonas de vida*. Instituto Interamericano. Ciencias Agrícolas, San José, Costa Rica.
- Instituto Meteorológico Nacional. (2022). *Atlas climatológico de Costa Rica*. San José, Costa Rica, Consultado el 17 de agosto de 2022, Recuperado de: <https://www.imn.ac.cr/atlas-climatologico>
- Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA). (1999). Industria de aguas de bebidas envasadas: Guía para la aplicación del sistema de análisis de riesgos y control de puntos críticos (ARCPC). *Cuadernos de Calidad*. ISSN 1561-9834, San José, Costa Rica.
- König, K., Sperfeld, D. (2013). Rainwater Harvesting—A global issue matures. *Fachver. Betr. Regenwassernutzung*. <https://www.yumpu.com/en/document/read/8145860/rainwater-harvesting-a-a-global-issue-matures-european->
- Mora Alvarado, D. (1998). Actualización de los criterios microbiológicos para evaluar la calidad del agua en sus diferentes usos. *Revista costarricense de Salud Pública*, 13 (7), 15-24.
- Moreta, K., Zapata, D. (2022). *Diseño y simulación de una autoclave para la esterilización de alimentos enlatados* [Tesis de grado]. Universidad Técnica Estatal de Quevedo, Ecuador.
- Organización de Naciones Unidas (ONU). (2015). *La Agenda 2030 y los Objetivos de Desarrollo Sostenible: Una oportunidad para América Latina y el Caribe*. Comisión Económica para América Latina y el Caribe (CEPAL), Santiago, Chile.
- Organización Mundial para la Alimentación (FAO). (2000). Manual de captación y aprovechamiento de agua de lluvia. Experiencias en América Latina. *Serie Zonas Áridas y Semiáridas No. 13*. ISBN 978-92-5-305833-4
- Ospina Zúñiga, G., García Cobas, G., Gordillo Rivera, J., Tovar Hernández, K. (2016). Evaluación de la turbiedad y la conductividad ocurrida en temporada seca y de lluvia en el río (Ibagué, Colombia). *Ingeniería Solidaria*, 12(19), 19-36.
- Paucar, E. (2014). *Estudio de sistemas de lavado de botellas para la optimización de tiempos de producción en el proceso de embotellado en el Laboratorio de Automatización y Control de la Facultad de Ingeniería Civil y Mecánica de la Universidad Técnica de Ambato*. Universidad Técnica de Ambato. <https://repositorio.uta.edu.ec:8443/jspui/handle/123456789/8616>
- Quinteros, E., Mejía, R. (2018). Calidad microbiológica de agua envasada en El Salvador 2014 – 2015. *Revista Científica Del Instituto Nacional de Salud*, 1, 26–34. <https://doi.org/10.5377/ALERTA.V1I1.6587>
- Quirós Vega, J. (2017). Los SCALL como sistemas domiciliarios alternos para el aprovechamiento del agua de lluvia para consumo humano. *Actas Primer Congreso Internacional*, 32-45.

- Ríos-Tobón, S., Agudelo-Cadavid, R., Gutiérrez-Bulles, L. (2017). Patógenos e indicadores microbiológicos de calidad del agua para consumo humano. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 35(2), 236-247 DOI: 10.17533/udea.rfnsp.v35n2a08
- Rodríguez, R., Morris, H., Morales, D. (2010). *Compendio con información de las opciones técnicas de cosecha de agua aplicadas a nuestro medio*. Centro Mesoamericano de Desarrollo sostenible del trópico seco, Universidad Nacional. Nicoya, Costa Rica
- Sartory, D., Brewer, M., Beswick, A., Steggles, D. (2015). Evaluation of the Pseudalert/Quantitray MPN Test for the Rapid Enumeration of *Pseudomonas aeruginosa* in Swimming Pool and Spa Pool Waters. *Current Microbiology*, 71 (6), 699–705. <https://doi.org/10.1007/S00284-015-0905-8/TABLES/5>
- Suárez-Serrano, A., Baldioceda-Garro, Á., Durán-Sanabria, G., Rojas-Conejo, J., Rojas-Cantillano, D., & Guillén-Watson, A. (2019). Seguridad hídrica: Gestión del agua en comunidades rurales del Pacífico Norte de Costa Rica. *Revista de Ciencias Ambientales*, 53 (2), 25-46.
- Sutherland, D.L., Ralph, P.J. (2021). Differing growth responses in four related microalgal genera grown under autotrophic, mixotrophic and heterotrophic conditions. *Journal of Applied Phycology*, 33, 3539–3553. <https://doi.org/10.1007/s10811-021-02593-y>
- Texas Water Development Board (2005). *The Texas Manual on Rainwater Harvesting*. Third Edition. Austin, Texas, United States,
- Tzanakakis, V., Paranychianakis, N., Angelakis, A. (2020). Water supply and water scarcity. *Water* 12(9): 2347. <https://doi.org/10.3390/w12092347>
- Vásquez, G., Castro, G., González, I., Pérez, R., Castro, T. (2006). Bioindicadores como herramientas para determinar la calidad del agua. *Contacto* (60): 41–8.
- Wakiyama, C. (2004). *Acción de los alguicidas sobre las microalgas con efecto antiestático en los envases de agua embotellada*. [disertación Máster], Universidad Federal de Pernambuco. Repositorio Digital de UFPE. <https://repositorio.ufpe.br/handle/123456789/9022>
- Yannopoulos, S., Giannopoulou, I, Kaiafa-Sarapoulou, M. (2019). Investigation of the current situation and prospects for the development of rainwater harvesting as a tool to confront water scarcity worldwide. *Water*, 11 (10), 2168. <https://doi.org/10.3390/w11102168>
- Zamora, L., Correa, F., Doroteo, C. Perdomo, J, Sánchez-Albarrán, L., Valencia, C. (2018). *Propuesta de Sistema de Captación de Agua de Lluvias en la comunidad de Manzanillos en la región de Zitácuaro, Michoacán*.